

Wechselwirkungen zwischen Collembolen und verschiedenen Bodenparametern

Von der Fakultät für Lebenswissenschaften
der Technischen Universität Carolo-Wilhelmina
zu Braunschweig
zur Erlangung des Grades einer
Doktorin der Naturwissenschaften
(Dr. rer. nat.)
genehmigte
D i s s e r t a t i o n

von Kerstin Abel
aus Helmstedt

1. Referent: Prof. Dr. O. Larink

2. Referent: PD Dr. habil. S. Schrader

eingereicht am: 27.2.2006

mündliche Prüfung (Disputation) am: 07.07.2006

2007

(Druckjahr)

Inhaltsverzeichnis

1	EINLEITUNG	6
2	COLLEMBOLEN (SPRINGSCHWÄNZE)	9
3	MIKROKOSMOS/MESOKOSMOS	12
4	MATERIAL UND METHODEN	13
4.1	Laborzuchten der Versuchstiere	13
4.2	Eingesetzte Collembolenarten	13
4.3	Versuchssubstrate	15
4.4	Zusatz organischer Substrate	16
4.5	Versuchsgefäße	17
4.5.1	Gefäßversuche in Weckgläsern	17
4.5.2	Kombination Weckgläser/kleine Substratbehälter	17
4.5.3	Gefäßversuche in Glasröhren	18
4.5.4	Gefäßversuche in Reagenzgläsern	18
4.6	Versuche mit ausgewählten Bodenpilzen	18
4.7	Messung biologischer und chemischer Parameter	19
4.7.1	Bestimmung der Tierzahlen bei Versuchsende	19
4.7.2	Keimzahl-Bestimmung	20
4.7.3	Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität	21
4.7.4	Messung der Bodenatmung	22
4.7.5	Bestimmung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff	24
4.7.6	Nitrat-Bestimmung	25
4.7.7	Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit	25
4.7.8	pH-Messung	26
4.8	Übersicht über alle durchgeführten Versuche	26
4.9	Statistische Auswertung	29
5	ERGEBNISSE	30
5.1	Überlebensrate der Tiere	31
5.2	Gesamtkeimzahl	32
5.2.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	32
5.2.2	Reagenzglasversuche	35
A.	nicht autoklavierte Ansätze	35
B.	autoklavierte Ansätze	37

5.3	Pilzkeimzahl	40
5.3.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	41
5.3.2	Reagenzglasversuche	44
A.	nicht autoklavierte Ansätze	44
B.	autoklavierte Ansätze	46
5.4	Dehydrogenaseaktivität	49
5.4.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	50
5.4.2	Reagenzglasversuche	55
A.	nicht autoklavierte Ansätze	57
B.	autoklavierte Ansätze	59
5.5	Atmung der Collembolen: Messungen auf Gips-Aktivkohle-Böden	61
5.6	Bodenatmung	62
5.6.1	Versuche in Weckgläsern	64
5.6.2	Versuche in Glasröhren	69
5.7	Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff	74
5.7.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	74
5.7.2	Reagenzglasversuche	76
A.	nicht autoklavierte Ansätze	76
B.	autoklavierte Ansätze	77
5.8	Gehalt an Nitrat	78
5.8.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	79
5.8.2	Reagenzglasversuche	79
A.	nicht autoklavierte Ansätze	79
B.	autoklavierte Ansätze	81
5.9	Bodenfeuchtigkeit	82
5.9.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	83
5.9.2	Reagenzglasversuche	85
5.10	pH	89
5.10.1	Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren	89
5.10.2	Reagenzglasversuche	90
A.	nicht autoklavierte Ansätze	90
B.	autoklavierte Ansätze	92
5.11	Zusammenfassung aller Messergebnisse	94
5.12	Untersuchung der gemessenen Parameter im Hinblick auf Korrelationen	97
6	DISKUSSION	99
6.1	Kritische Betrachtung der Methodik	99
6.1.1	Defaunierung	99
6.1.2	Eignung der Versuchsgefäße bzw. der Versuchsdesigns	100
A.	Weckgläser	100

B.	Glasröhren	101
C.	Reagenzgläser	101
D.	Zusammenfassung: Eignung der Versuchsgefäße	102
6.1.3	Anzahl von Wiederholungen	102
6.2	Collembolenbesatz bei Versuchsende	102
6.3	Gesamtkeimzahl	108
6.4	Pilzkeimzahl	111
6.5	Weitere biotische Faktoren im Boden	114
6.6	Dehydrogenaseaktivität	115
6.7	Atmung von <i>F. candida</i>	117
6.8	Bodenatmung	118
6.9	Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff	122
6.10	Nitrat-Gehalt	125
6.11	Bodenfeuchtigkeit	127
6.12	pH	128
6.13	Betrachtung der Collembolenarten im Vergleich	128
6.14	Vergleich der unterschiedlichen Besatzzahlen	131
6.15	Vergleich der unterschiedlichen Substrate	132
6.16	Betrachtung der Versuche mit zugesetztem organischem Material	133
6.17	Vergleich der eingesetzten Pilze	135
6.18	Vergleich der Ergebnisse der einzelnen Messparameter	136
6.19	Eignung der Untersuchungsmethode und Empfehlungen für eine Fortführung der Versuche	137
6.20	Übertragbarkeit der Ergebnisse auf die Bedingungen im Freiland	141
7	FAZIT	142
8	ZUSAMMENFASSUNG	143
9	LITERATURVERZEICHNIS	145
10	ANHANG	171
10.1	Abbildungsverzeichnis	171
10.2	Tabellenverzeichnis	175

10.3	Auswertungstabellen: Messung biologischer und chemischer Parameter	177
10.3.1	Gesamtkeimzahl	177
10.3.2	Pilzkeimzahl	179
10.3.3	Dehydrogenaseaktivität	181
10.3.4	Langzeitatmung	183
10.3.5	Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff	184
10.3.6	Nitratgehalt	186
10.3.7	Bodenfeuchtigkeit	187
10.3.8	pH	189
10.4	Auswertungstabellen: Statistik	191
10.4.1	Test auf Normalverteilung	191
10.4.2	Wilcoxon-Test für Paardifferenzen/Friedman-Test	193
10.4.3	Korrelationskoeffizienten	196
10.5	Versuchsweise Übersicht über die Messungen	202
10.5.1	Weckglas- und Röhrenversuche	202
A.	Substrat aus Braunschweig	202
	Versuch 1	202
	Versuch 4	202
	Versuch 5	202
	Versuch 6	203
	Versuch 7	204
	Versuch 8	206
	Versuch 11	207
	Versuch 12	209
B.	Substrat aus Sickte	211
	Versuch 9	211
	Versuch 10	213
C.	Substrat LUFA 2.1	214
	Versuch 2	214
	Versuch 3	215
10.5.2	Reagenzglasversuche	215
A.	nicht autoklavierte Ansätze	215
	Versuch IV	215
	Versuch VI	217
	Versuch VII	218
	Versuch VIII	220
	Versuch X	222
B.	autoklavierte Ansätze	223
	Versuch I	223
	Versuch II	225
	Versuch III	226
	Versuch V	227
	Versuch IX	229

Abkürzungsverzeichnis

BBA	Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
BS	Braunschweig
BVL	Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit
C _{org.}	organisch gebundener Kohlenstoff
F.c.	<i>Folsomia candida</i>
<i>F. candida</i>	<i>Folsomia candida</i>
FZ	Fachgruppe für Zoologische Mittelprüfung
<i>H. burtonii</i>	<i>Hyphopichia burtonii</i>
k. A.	keine Angabe
LUFA	Landwirtschaftliche Untersuchungs- und Forschungsanstalt Speyer
mdl.	mündlich
P.m.	<i>Proisotoma minuta</i>
<i>P. minuta</i>	<i>Proisotoma minuta</i>
S.	Seite
s.a.	siehe auch
S.c.	<i>Sinella coeca</i>
<i>S. coeca</i>	<i>Sinella coeca</i>
Tab.	Tabelle
TG	Trockengewicht
TPF	Triphenylformazan
TTC	Triphenyltetrazoliumchlorid
<i>V. nigrescens</i>	<i>Verticillium nigrescens</i>
Wk _{max.}	maximale Wasserkapazität
X.c.	<i>Xenylla corticalis</i>
<i>X. corticalis</i>	<i>Xenylla corticalis</i>
zit.	zitiert

1 Einleitung

Schon 1950 veröffentlichte KÜHNELT in seinem Buch „Bodenbiologie“ ein Kapitel mit dem Titel „Die Bedeutung der Organismen für die Erhaltung der Fruchtbarkeit des Bodens“. 1956 (a, b) konstatierte BARING, dass durch den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln neben den Schaderregern auch andere Glieder der Lebensgemeinschaft unserer Kulturbiotope beeinflusst werden. Da die meisten Bodentiere wichtig für die Fruchtbarkeit der Böden seien, sei eine biozönotische Betrachtung von Pflanzenschutzmaßnahmen wichtig. GHILAROV kam 1973 zu dem Ergebnis, dass generell durch Kultivierung von Flächen die biologische Aktivität sinkt und damit der Humus-Gehalt abnimmt. FRANZ fasste 1973 zusammen, dass mit anthropogener Beeinflussung eine Veränderung der gesamten Bodendynamik und der Bodenbiozöosen einhergehe. Dies habe Rückwirkungen auf den Boden. Die Aufrechterhaltung der biologischen Gleichgewichtszustände sei vordringlichste Aufgabe einer nachhaltigen Bodenpflege und -nutzung.

Nach und nach rückte neben dem Ziel der Erhaltung der Bodenfruchtbarkeit von Agrarflächen auch der „Schutz des Naturhaushaltes“ in den Mittelpunkt der Aufmerksamkeit.

Die vorliegende Arbeit wurde von der damaligen Fachgruppe für Zoologische Mittelprüfung (FZ) der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft (BBA) initiiert und dort auch durchgeführt. Die BBA hatte bis Ende April 2002 als Zulassungsbehörde für Pflanzenschutzmittel die Aufgabe, Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln zu prüfen, zu bewerten und gegebenenfalls wissenschaftlich fundierte Kennzeichnungsaufgaben für die Gebrauchsanleitungen zu erteilen. Im Mai 2002 wurden diese Aufgaben vom Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) übernommen.

Hintergrund für die Konzeption dieser Arbeit war das PFLANZENSCHUTZGESETZ (PflSchG 1986) vom 15.9.1986, in dem neben der Wirksamkeit sowie dem Schutz der Anwender und Verbraucher vor unerwünschten Auswirkungen erstmalig ausdrücklich der Schutz des Naturhaushaltes als für die Zulassung von Pflanzenschutzmitteln relevantes Kriterium eingeführt wurde. Der Naturhaushalt wurde in §2 des PflSchG definiert als „seine Bestandteile Boden, Wasser, Luft, Tier- und Pflanzenarten sowie das Wirkungsgefüge zwischen ihnen“.

Diese Definition des Begriffes „Naturhaushalt“ entspricht weitgehend dem Begriff „Umwelt“ der Richtlinie des Rates der EG vom 15.7.1991 über das Inverkehrbringen von Pflanzenschutzmitteln (EWG 1991): „Wasser, Luft, Boden sowie wildlebende Arten von Pflanzen und Tieren und ihre gegenseitigen Beziehungen sowie die Beziehung zwischen ihnen und allen lebenden Organismen“ (BECKER 1994, STRELOKE ET AL. 2001).

Auch das BUNDES-BODENSCHUTZGESETZ (BBodSchG 1998), das am 1.3.1999 in der Bundesrepublik Deutschland in Kraft getreten ist, fordert, „nachhaltig die Funktionen des Bodens zu sichern oder wiederherzustellen. Hierzu sind schädliche Bodenveränderungen abzuwehren, ... und Vorsorge gegen nachteilige Einwirkungen auf den Boden zu treffen. Bei Einwirkungen auf den Boden sollen Beeinträchtigungen seiner natürlichen Funktionen ... so weit wie möglich vermieden werden. Der Boden erfüllt im Sinne dieses Gesetzes natürliche Funktionen als 1. Lebensgrundlage und Lebensraum für Menschen, Tiere, Pflanzen und Bodenorganismen 2. Bestandteil des Naturhaushalts, insbesondere mit seinen Wasser- und Nährstoffkreisläufen...“

Das PFLANZENSCHUTZGESETZ von 1986 (PflSchG 1986) enthielt, ebenso wie die aktuelle Fassung von 1998 (PflSchG 1998) und das BUNDES-BODENSCHUTZGESETZ von 1998, keine Konkretisierung von Schutzzielen, keine Erklärung des Begriffes „Wirkungsgefüge“ und keine Definition von „nicht vertretbaren Wirkungen“, insbesondere auf Flächen, die zum Teil seit Jahrhunderten land- und forstwirtschaftlich genutzt werden (BECKER 1994). Daraus ergaben sich unterschiedliche Ansätze für Untersuchungen und die Umsetzung des Gesetzes. Ziele dieser Untersuchungen waren

1. die Überprüfung von Pflanzenschutzmittelwirkungen auf Nicht-Zielorganismen,
2. das Sammeln von Erkenntnissen über das Wirkungsgefüge zwischen Tier- und Pflanzenarten sowie Boden, Wasser und Luft,
3. die Beurteilung der Vertretbarkeit von Pflanzenschutzmittelwirkungen und die Umsetzung in Kennzeichnungsaufgaben für Pflanzenschutzmittel.

Zu 1. An den Fragen zur Wirkung von Pflanzenschutzmitteln sowie von anderen Kultivierungsmaßnahmen auf Nichtzielorganismen wurde intensiv gearbeitet. Da sich das Hauptaugenmerk der vorliegenden Arbeit auf die Collembolen richtet, werden hier Untersuchungen genannt, die sich auch oder vor allem auf die Betrachtung der Mesofauna, speziell der Collembolen, konzentrierten. Dabei lag der Schwerpunkt bei einigen Arbeitsgruppen auf reinen Laboruntersuchungen (EHRENHARDT UND SCHNEIDER 1955, THOMPSON UND GORE 1972, THOMPSON 1973, TOMLIN 1975, SUBAGJA UND SNIDER 1981), bei anderen auf Freilandversuchen (KELLER 1951, HERBKE ET AL. 1962, EDWARDS ET AL. 1968, FOX 1975, PRASSE 1975, HOSSFELD 1976, EDWARDS 1977, CZARNECKI UND LOSINSKI 1985, CONRADY 1986, RÖSKE 1986, HEIMANN-DETLEFSEN 1991, ABEL UND LARINK 1994). Einige Arbeitsgruppen führten Freiland- und Labortests durch und verglichen die Ergebnisse hinsichtlich der Entwicklung der Individuenzahlen der einzelnen Collembolenarten (SHEALS 1956, DOPPELREITER 1979, FRAMPTON 1988). Eine Übersicht über Labor- und Freilanduntersuchungen zum Effekt von Chemikalien, darunter auch Pflanzenschutzmittel, auf Collembolen findet sich bei HOPKIN (1997). In der Mehrzahl der Untersuchungen wurde eine eindeutige Abnahme der Collembolen-Individuenzahlen sowie ihrer Diversität durch Bodenbehandlung mit einem chemischen Präparat und andere Kultivierungsmaßnahmen festgestellt (EHRENHARDT UND SCHNEIDER 1955, FOX 1975, HOSSFELD 1976, EDWARDS 1977, HERGARTEN 1985, MALLOW ET AL. 1985, CONRADY 1986, ABEL UND LARINK 1994).

Um die Vielzahl von Präparaten hinsichtlich ihrer Auswirkungen auf den Naturhaushalt hin überprüfen zu können, wurde die Entwicklung von Routinetestverfahren für unterschiedliche Tiergruppen notwendig. Im Rahmen der gemäß CHEMIKALIENGESETZ (ChemG 1994) erforderlichen Prüfungen wurde schon in den 80er Jahren an einer Richtlinie zur Prüfung an *Folsomia candida* (Collembola) als Vertreter der Mesofauna gearbeitet (JANCKE 1989). Die Mesofauna wurde neben Coleopteren und Dipteren als repräsentative Tiergruppe für die Arthropoden terrestrischer Biotope angesehen (IGLISCH 1981, WOLF-ROSKOSCH 1983). Speziell Collembolen sind nach Ansicht zahlreicher Autoren (z.B. GHILAROV 1978, SPAHR 1981, DUNGER 1982, SCHICK UND KREIMES 1993, VAN STRAALEN 1997) geeignete Indikatoren für veränderte Bodenverhältnisse und die Auswirkungen anthropogener Einflüsse. Es wurde intensiv an der Weiterentwicklung von standardisierbaren Labortestverfahren zur Prüfung von Pflanzenschutzmittelwirkungen (und Wirkungen anderer anthropogener Umweltveränderungen) auf Collembolen (WOLF-ROSKOSCH 1983, HUANG 1992, KISS UND BAKONYI 1992, HOUX ET AL. 1996, RIEPERT UND KULA 1996, ISO 1999) und andere Boden-Invertebraten und an der Frage der Übertragbarkeit von Labortests auf Freilandbedingungen gearbeitet (CROMMENTUIJN 1994, KROGH 1994, SMIT 1997, BRUUS PEDERSEN 1999, HEUPEL 2002, FOUNTAIN UND HOPKIN 2004a, b). Zu nennen sind hier auch die Aktivitäten der internationalen Arbeitsgruppen der IOBC (International Organisation for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants), BART (Beneficial Arthropod Regulatory Testing Group), EPPO/CoE (European and Mediterranean Plant Protection Organisation with the Council of Europe), SETAC (Society of Environmental Toxicology and Chemistry) sowie das von der EU geförderte Forschungsprojekt SECOFASE (Development, improvement and standardization of test systems for assessing sublethal effects of chemicals on the fauna in the soil ecosystem). Zahlreiche Veröffentlichungen zum Thema Ökotoxikologie finden sich bei GREIG-SMITH ET AL. (1992), DONKER ET AL. (1993) und MARSCHNER UND TERYTZE (1998). Umfassende Darstellungen von Testverfahren bieten BARRETT ET AL. (1994), VERHOEF UND VAN GESTEL (1995), LØKKE UND VAN GESTEL (1998), CORTET ET AL. (1999), HEIDEN ET AL. (2000) und RÖMBKE ET AL. (2002).

Zu 2. Die Ergebnisse von Standardtestverfahren zur Überprüfung von Pflanzenschutzmittelwirkungen auf Nichtzielorganismen, wie zum Beispiel Collembolen, lassen sich im Hinblick auf ihre Bedeutung für den Naturhaushalt nur beurteilen, wenn Kenntnisse über das Wirkungsgefüge zwischen der getesteten Art und anderen Tier- und Pflanzenarten sowie Wasser, Boden und Luft vorliegen. Zahlreiche Autoren haben die Wechselwirkungen innerhalb der Bodenbiozönose und zwischen biotischen und abiotischen Faktoren im Boden erforscht. Untersuchungen führten zu der Erkenntnis, dass die Artenzusammensetzung der Bodenfauna wichtige Konsequenzen für die Prozesse im Ökosystem hat. Der Verlust einer Art kann zum Verlust spezifischer Funktionen führen (BARDGETT ET AL. 1998, VERHOEF UND BRUSSAARD 1990).

DUNGER zählte schon 1960 verschiedene direkte und indirekte Einflüsse von Tieren auf die Bodeneigenschaften auf: Zerkleinerung organischer Substanz, Huminstoffbildung, Bildung von Ton-Humus-Komplexen, Förderung des mikrobiellen Abbaus durch selektive Beweidung und Verbesserung der Bedingungen für Mikroorganismen. 1963 führte er aus, dass insgesamt die indirekten Einflüsse der Tiere wichtiger seien als die direkten. Ähnlich äußerte sich MACFADYEN (1961, 1963). GHILAROV (1963) kam zu dem Schluss, dass sich der Abbau organischer Substanz ohne Invertebraten auf die Hälfte bis ein Fünftel reduziert. Er erklärte dies ebenfalls vor allem durch die indirekte Wirkung: die Vermehrung der meisten Bodenmikroorganismen wird nach seiner Erkenntnis durch die Tiere gefördert.

ANDERSON kam 1979 in einer zusammenfassenden Stellungnahme zu dem Ergebnis, dass die Boden-Makrofauna (Regenwürmer, Tausendfüßler) einen Einfluss auf die Mikroflora hat. Durch die Darmpassage werden Pilze reduziert, unter schlechten Nährstoffbedingungen sogar ganz unterdrückt, Bakterien dagegen vermehrt. Die Fäkalien der Makrofauna sind Orte intensiver bakterieller Aktivität und damit verbunden hoher Stickstoff-Fixierung. PARLE (1962, 1963) wies dies für Regenwürmer nach, ANDERSON UND BIGNELL (1980) für *Glomeris marginata*. Über die Bedeutung von Regenwürmern im Boden sind noch zahlreiche weitere Veröffentlichungen erschienen, z.B. von GRAFF (1950), LEE (1985), KENNEL (1990), ANDERSON (1991), SCHRADER ET AL. (1995), LIGTHART (1996) und VICTORINO (1996).

DASH UND CRAGG (1972a, b), DASH ET AL. (1980), DIDDEN (1993) und HEDLUND UND AUGUSTSSON (1995a, b) veröffentlichten Arbeiten über die Bedeutung von Enchyträen im Boden.

Die Rolle von Nematoden im Boden, z.B. beim Abbau organischer Substanz und bei der Stickstoff-Mineralisierung, sowie ihre Wechselwirkungen mit anderen Bodenorganismen wurden z.B. von ANDERSON ET AL. (1981), YEATES UND COLEMAN (1981), FRECKMAN (1988), DE GOEDE (1993) und SONNEMANN (2003) untersucht.

Nach ANDERSON (1979) sind Protozoen wichtige Regulatoren von Bakterien-Populationen. COLE ET AL. (1978) zeigten, dass Protozoen den Turnover anorganischer Phosphor-Verbindungen stark erhöhten.

Auch die Rolle der Mesofauna, speziell der Collembolen, im Boden und ihre Wechselwirkungen mit anderen Bodenorganismen wurde von einer Reihe von Autoren untersucht (NAGLITSCH UND GRABERT 1968, RUSEK 1975, 1989, PARKINSON ET AL. 1977, 1979, ANDERSON UND HANLON 1979, HANLON UND ANDERSON 1979, HANLON 1981, VISSER ET AL. 1981, HASSALL ET AL. 1983, ANDERSON ET AL. 1983, ANDREN UND SCHNÜRER 1985, ARPIN ET AL. 1986a, b, KHOTKO 1988, DE RUITER ET AL. 1993b, THIMM ET AL. 1998). Bei anderen Autoren finden sich Zusammenfassungen von Erkenntnissen (KÜHNELT 1963, MIGNOLET 1972, SEASTEDT 1984, COLEMAN 1985, WOLTERS 1991, LARINK 1997). Generell wird Collembolen eine Beteiligung bei der Verbreitung von Pilzsporen zugeschrieben. Es heißt, sie zerkleinern und durchfeuchten organisches Material und beschleunigen den mikrobiellen Abbau von organischen Substanzen. KARG (1967) stellte fest, dass sich für Collembolen und Milben Empfindlichkeitsreihen aufstellen lassen. Die Artenverarmung und Veränderung der Artenzusammensetzung durch Einsatz von Pflanzenschutzmitteln und andere Kultivierungsmaßnahmen hat

Auswirkungen auf die anderen Vertreter der Lebensgemeinschaft (Räuber-Beute-Beziehungen, Rückwirkung auf die Mikroflora).

In einigen Veröffentlichungen, in denen die Ergebnisse von Ausschlussversuchen z.B. mit Naphtalin und/oder Netzbeuteln verschiedener Maschenweiten dargestellt wurden, wurde allerdings nicht unterschieden zwischen der Wirkung der einzelnen „Bodentiere“ (KURČEVA 1963, HEATH ET AL. 1966, SETÄLÄ ET AL. 1988) bzw. zwischen Collembolen und der Mesofauna im Allgemeinen (EDWARDS UND HEATH 1963, ALEJNIKOVA ET AL. 1975, HOUSE UND STINNER 1987, VEDDER ET AL. 1996). Die Ergebnisse sind durchaus nicht immer eindeutig, zudem ist fraglich, ob Ergebnisse, die in Waldböden (SETÄLÄ ET AL. 1988, KANDELER ET AL. 1999, EDSBERG 2000) oder auf Wiesen (BAUCHHENß 1983) erzielt worden sind, auf Ackerböden übertragbar sind. SCHALLER kam 1950 zu dem Schluss, dass Collembolen in Ackerböden keine ähnlich große Rolle wie in Waldböden spielen.

Einige Autoren maßen Atmungsraten von Collembolen (BERTHET 1964, CHERNOVA ET AL. 1971, ADDISON 1975) oder machten Erhebungen zu Biomassedaten (FORSSLUND 1944, zit. nach DUNGER 1983, PALISSA 1964, Zinkler 1966, HEALEY 1967, Dunger 1978, SACHSE 1978, BAUCHHENß 1983, BOHLEN 1990), um so auf die Bedeutung der Tiere im Boden schließen zu können. Auf diese Weise lassen sich allerdings Effekte durch Wechselwirkungen mit anderen Bodenorganismen nicht feststellen. PHILLIPSON gab schon 1962 zu bedenken, dass Atmungsmessungen an einzelnen Tieren nicht vollständig die Rolle von Organismen im Energiefluss durch ein Ökosystem klären können.

Die vorliegende Arbeit soll dazu beitragen, mehr über die Rolle der Mesofauna im Boden zu erfahren. Dabei werden insbesondere die Collembolen betrachtet. Folgende Thesen sollen überprüft werden:

- **Collembolen haben Einfluss auf biotische und abiotische Parameter des Bodens.**
- **Dieser Einfluss lässt sich mit Hilfe der Messung von Summenparametern erfassen.**
- **Geeignete Summenparameter sind Bakterien- und Pilzkeimzahlen sowie Parameter, die die biologische Aktivität und Stoffumsetzungsprozesse erfassen.**
- **Es können Rückwirkungen zwischen Bodenparametern und der Collembolenzönose auftreten.**

Zu 3. Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit sollen zur Beurteilung der Vertretbarkeit von Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln und die Umsetzung in Kennzeichnungsaufgaben für Pflanzenschutzmittel herangezogen werden. Zur „Beurteilung des Wirkungspfades Bodenverunreinigungen – Bodenorganismen“ veröffentlichte z.B. der Bundesverband Boden (BVB) Eckpunkte (WILKE ET AL. 2002).

2 Collembolen (Springschwänze)

Aufgrund der Körpergröße ist eine Einteilung der Bodentiere in Mikro-, Meso- und Makrofauna möglich. Die Mikrofauna, mit einer Größe von bis zu 0,2mm (Protozoa, Nematoda), nutzt das Bodenporensystem mit einem Durchmesser von weniger als 100µm. Die Mesofauna, 0,2 bis 10mm lang (z.B. Acari, Collembola, Enchytraeidae, Protura, Diplura, Paupoda), lebt in den Grobporen, deren Durchmesser 100µm bis 2mm beträgt. Die Makrofauna, die länger als 10mm ist (z.B. Lumbricidae, Chilopoda, Diplopoda, Isopoda, Diptera, Coleoptera, Gastropoda), nutzt vorhandene größere Hohlräume und Wurzelkanäle von 2 bis 20mm Durchmesser und trägt selbst durch Grabtätigkeit zur Entstehung neuer Poren bei (WALLWORK 1970, MEYER 1993). Andere Autoren unterscheiden zwischen Mikrofauna

(Körpergröße 0,02-0,2mm; v. a. Protozoa), Mesofauna (Körpergröße 0,2-2mm; z.B. Nematoda, Acari, Collembola), Makrofauna (Körpergröße 2-20mm; z.B. Isopoda, Chilopoda, Diplopoda, Enchytraeidae) und Megafauna (Körpergröße 20-200mm; z.B. Lumbricidae, Vertebrata) (LARINK 1991).

Die Mesofauna umfasst also Tiergruppen, deren Vertreter mit bloßem Auge gerade noch wahrnehmbar sind, deren genaue Betrachtung aber ohne optische Hilfsmittel nicht möglich ist. Der in der Literatur ebenfalls häufig verwendete Begriff „Mikroarthropoden“ ist in erster Linie als Sammelbegriff für Collembolen und Milben zu verstehen (DUNGER 1983).

In der vorliegenden Untersuchung soll die Rolle der Collembolen im Boden näher betrachtet werden. Collembolen werden zur **Mesofauna** gezählt und gehören zu den arten- und individuenreichsten Gruppen terrestrischer **Hexapoden** (HOPKIN 1997). Systematik und Taxonomie unterliegen noch laufenden Korrekturen, die auf den Ergebnissen neuerer Untersuchungen basieren (neben vergleichender Anatomie z.B. Enzymelektrophorese, DNA-Analysen; DUNGER 1997, ZIMDARS UND DUNGER 2000). In den letzten Jahren sind von Dunger mehrere Veröffentlichungen verschiedener Autoren herausgegeben worden, die sich mit der Neuordnung einzelner Collembolen-Taxa befassen (Tullbergiinae: ZIMDARS UND DUNGER 1994, Symphypleona: BRETTFELD 1999, Isotomidae: POTAPOV 2001, Hypogastruridae: THIBAUD ET AL. 2004).

Collembola, Protura und Diplura werden auch als **Entognatha** bezeichnet, da Ihre Mundwerkzeuge in einer Kiefertasche verborgen und in die Kopfkapsel eingesenkt sind. Sie werden den Ectognatha mit freiliegenden Mundwerkzeugen gegenübergestellt. DATHE (2003) fasst Collembola und Protura als Ordnungen zu den Ellipura zusammen und stellt diese den Cercophora mit der Ordnung Diplura und den 33 Ordnungen der Ectognatha gegenüber. Ellipura und Cercophora gemeinsam bilden nach seiner Auffassung die Klasse der Insecta. Nach aktuellen Veröffentlichungen werden die Collembolen von einigen Autoren jedoch nicht mehr den Insecta zugeordnet, sondern ebenso wie Protura und Diplura als eigene Klasse betrachtet. Collembola, Protura, Diplura und Insecta werden nach dieser Gliederung gleichrangig zu den Hexapoda zusammengefasst (BELLINGER ET AL. 1996-2005).

Laut RUSEK (1998) sind zurzeit weltweit mehr als 6500 Collembolenarten bekannt, nach BELLINGER ET AL. (1996-2005) und GREENSLADE (<http://www.ru.ac.za/academic/departments/zooento/Martina/collembola.html>) sind es sogar ca. **7500 Arten**. Das älteste bekannte Fossil (*Rhyniella praecursor*) stammt aus dem unteren Devon (HIRST UND MAULIK 1926, GREENSLADE UND WHALLEY 1986, HOPKIN 1997).

Collembolen machen **keine Metamorphose** durch und **häuten sich ihr Leben lang**. Dabei wird das Mitteldarmepithel mit gehäutet. EISENBEIS UND WICHARD veröffentlichten 1985 anschauliche rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Collembolen und anderen Bodenarthropoden und fassten deren wichtigste Merkmale zusammen.

Collembolen sind **primär flügellos** und wurden deshalb früher der Sammelgruppe der „Urinsekten“ (Apterygota) (PALISSA 1964) zugeordnet. Der Körper der Collembolen ist **0,2 bis 10mm lang** (DETTNER UND PETERS 2003) und gliedert sich in **Kopf, Thorax und Abdomen**. Nach dem Habitus lassen sich die lang-gestreckten **Arthropleona** und die rundlichen **Symphypleona** („Kugelspringer“) unterscheiden. Bei Letzteren erscheint der Körperbau durch die Verschmelzung von Thorax und den ersten vier Hinterleibssegmenten kugeliggedrungen (KÜHNELT 1950, PALISSA 1964, FJELLBERG 1980, SCHULZ ET AL. 1996-2005). Über die Aufrechterhaltung dieser Zuordnung wird allerdings diskutiert (BELLINGER ET AL. 1996-2005). HOPKIN (1997) unterscheidet innerhalb der Klasse Collembola drei Ordnungen: Arthropleona, Neelipleona (ebenfalls mit kugeliger Körperform) und Symphypleona.

Der Kopf der Collembolen trägt die primär **viergliedrigen Antennen**. Die **Ommatidienzahl** der einfachen Komplexaugen beträgt **maximal 8** auf jeder Kopfseite. Zwischen Augen und Antennenansatz liegt bei einigen Familien beidseitig das rosetten- oder ringförmige **Postantennalorgan**, das vermutlich als Chemo-, Hygro- und/oder Thermorezeptor

fungiert. Chemorezeptoren finden sich hauptsächlich am 3. Antennenglied, während Tasthaare über den ganzen Körper verteilt sind (DUNGER 1983, BELLINGER ET AL. 1996-2005).

Jedes der 3 Thoraxsegmente trägt ein Beinpaar.

Von den 6 Abdominalsegmenten trägt das erste den **Ventraltubus**. Dieses Multifunktionsorgan ist mit Hygro-, Osmo- und vermutlich Azidorezeptoren ausgerüstet (EISENBEIS UND WICHARD 1985). Es dient wahrscheinlich dem Gasaustausch sowie der Aufnahme von Wasser und niedermolekularen Verbindungen. Daneben ist es Sekretions- und Adhäsionsorgan (DUNGER 1983, 2003, BELLINGER ET AL. 1996-2005). Am 4. Abdominalsegment inseriert bei vielen Arten eine Sprunggabel oder **Furca**. Die Furca besteht aus dem unpaaren **Manubrium** sowie den paarigen Abschnitten **Dens** und **Mucro**. Sie wird in Ruhestellung durch das **Tenaculum**, das am 3. Abdominalsegment ansetzt, unter dem Körper festgehalten und ermöglicht den Collembolen Sprünge von bis zu 35cm Weite (DUNGER 2003), was der Gruppe die deutsche Bezeichnung „Springschwänze“ eingebracht hat. Das Abdomen trägt keine Cerci.

Nach der Lebensform lassen sich drei Typen von Collembolen unterscheiden (GISIN 1943, BOCKEMÜHL 1956):

Die **euedaphischen** Collembolen leben im Boden, weisen eine verringerte Körpergröße und reduzierte Körperextremitäten auf und sind oft farblos und blind. Die Sprunggabel ist zurückgebildet oder fehlt. Auch Behaarung und Schuppen fehlen weitgehend.

Die **epedaphischen** Arten leben auf der Erdoberfläche und besiedeln die Krautschicht. Sie sind groß, stark pigmentiert, haben eine dichte Behaarung und Schuppen. Fühler, Beine und Sprunggabel sind gut ausgebildet, ebenso die Augen.

Die **hemiedaphischen** Collembolenarten nehmen eine mittlere Stellung ein. Sie leben in den oberen Bodenschichten.

Nach einer Zusammenfassung von DUNGER (2003) sind Collembolen im Allgemeinen **mikrophytophag**, das heißt, sie weiden Bakterien- und Algenbeläge sowie Pilzrasen ab. Als Generalisten können sie aber auch Falllaub, totes Holz, Kotballen, Pollen, Nektar, seltener Eier und andere Tiere (Collembolen, Tardigraden, Rotatorien, Nematoden) zu sich nehmen. Echte Räuber sind allerdings selten. Sie besitzen die Fähigkeit, lange Hungerperioden zu überstehen.

PETERSEN UND LUXTON (1982) gaben als mittlere Dichte in terrestrischen Ökosystemen 10.000 bis 100.000 Collembolen pro m² an. In Wäldern sind Collembolen in Zahlen von bis zu 700.000 Individuen pro m² (FORSSLUND 1944, zit. nach PALISSA 1964, DUNGER 1983, BOHLEN 1990) vertreten. Auf Grünland findet man laut DUNGER (1983) 20.000 bis 50.000 Individuen pro m². BAUCHHENß fand 1983 auf einer Wiese im Nymphenburger Park in München 23.000 Collembolen pro m². Die durchschnittliche Besatzdichte auf Äckern in Bayern gibt er mit 5-7 Collembolen pro 100cm³ an (ohne Angabe der verwendeten Probennahmetiefe). HEIMANN-DETLEFSEN (1991) fand auf einem Ackerboden in der Nähe von Wolfenbüttel durchschnittlich 23.000 Individuen pro m² (Probennahmetiefe 10cm). LÜBBEN (1991) stellte auf einer Braunschweiger Fläche (schluffiger Sand) Mittelwerte von 16.000 bis 60.000 Individuen pro m² fest (Probennahmetiefe 20cm). RÖSKE (1993) fand auf verschiedenen Ackerflächen in der Umgebung von Braunschweig 20.000 bis 110.000 Individuen/m² (Probennahmetiefe 15cm). FROMM (1997) berichtet von 1.750-11.000 Individuen/m² bezogen auf nur 5cm Probennahmetiefe. GEIßEN-BROICH (1992) fand auf landwirtschaftlich genutzten Flächen am Niederrhein Dichten von 2.500 bis 25.000 Tieren pro m² (Probennahmetiefe 25cm).

3 Mikrokosmos/Mesokosmos

Nach BRUCKNER (1999) und nach eigenen Erkenntnissen bei der Literaturrecherche sind die Definitionen der Begriffe Mikrokosmos und Mesokosmos und die Abgrenzung zwischen diesen Begriffen nicht eindeutig. In beiden Fällen handelt es sich um Versuchssysteme, bei denen unter mehr oder weniger starker Reduktion der natürlichen Systemelemente versucht wird, auf komplexe ökologische Zusammenhänge zu schließen.

ODUM unterschied 1984 zwischen weniger komplexen Mikrokosmos-Untersuchungen, die im Labor durchgeführt werden, und komplexeren Mesokosmos-Untersuchungen im Freiland. Das ungestörte natürliche System bezeichnete er als Makrokosmos.

DUNGER UND FIEDLER bezeichneten 1997 möglichst wenig-gliedrige Biosysteme mit sehr kurzen Nahrungsketten (z.B. eine Pilzart und eine Mikroarthropodenart), die im Labor etabliert werden, als Mikrokosmen. Mehrere Mikrokosmen mit begrenztem Austausch, gemeinsam in einer definierten Umgebung, bezeichneten sie als Makrokosmos. Der Begriff Mesokosmos wurde nicht verwendet.

BRUCKNER schlug 1999 folgende Definitionen vor (leicht verändert):

- Ein Mikrokosmos ist ein abgegrenztes experimentelles System aus wenigen oder vielen Elementen, die von den Untersuchern zusammengesetzt werden (additiv). Alle Systemelemente und Elementarinteraktionen eines Mikrokosmos sind (im Prinzip) bekannt (gnotobiotisch). Bei Mikrokosmosuntersuchungen wird versucht, von den Teilen auf die Funktion des Ganzen zu schließen.
- Ein Mesokosmos ist ebenfalls ein abgegrenztes experimentelles System. Es enthält jedoch einen Ausschnitt aus der realen Welt, der nur in einem einzigen Element verändert worden ist (subtraktiv). Alle anderen Elemente entsprechen den natürlichen Verhältnissen. Nur der Zustand des veränderten Elementes ist bekannt (cryptobiotisch). Durch das manipulierte Ganze wird versucht, auf die Funktion des Ganzen und der Teile zu schließen.

Nach dieser Definition handelte es sich bei den hier durchgeführten Untersuchungen eher um Mikrokosmos- als um Mesokosmos-Experimente. Das Versuchssubstrat wurde nicht in seinem natürlichen Zustand belassen, sondern durch Lagerung, Trocknung, Einstellen eines bestimmten Wassergehaltes, Einsetzen von Tieren, zum Teil Autoklavieren, zum Teil Beimpfen, Versuchsdurchführung bei konstanter Temperatur usw. manipuliert. Dennoch sind nicht alle Systemelemente bekannt. Mikroorganismen- (inklusive Mikrofauna-) Populationen waren im Boden vorhanden, wurden jedoch nicht im Einzelnen analysiert.

Mikro- und Mesokosmos-Experimente wurden sowohl im Freiland als auch im Labor von einer Reihe von Wissenschaftlern durchgeführt. Im Freiland z.B. von ODUM UND JORDAN (1970), ODUM UND LUGO (1970), ANDERSON (1978) sowie ARPIN ET AL. (1986a). BRUCKNER ET AL. (1993, 1995) beschrieben die Verwendung von Gazebeuteln als Gefäße für Versuche mit weitgehend ungestörten Bodenmonolithen im Freiland. Im Labor wurden ebenfalls zahlreiche Untersuchungen durchgeführt, z.B. in modifizierten Erlenmeyerkolben (BARTHA UND PRAMER 1965, BRYANT ET AL. 1982), in Weithalskolben (COLE ET AL. 1976a, b), in 0,45m³ großen Kammern (GILLET UND GILE 1976), in Plastiktöpfen (BÄÄTH ET AL. 1978, 1981), in Petrischalen auf Wasseragar (THIMM ET AL. 1998) oder in speziellen Durchflussgefäßen (ANDERSON UND INESON 1982, NAGEL 1996, FROMM 1997). Eine Kombination aus Freiland und Labor-Untersuchung stellt das Versuchsdesign von HÄGVAR (1988) mit Nylon-Netzbeuteln (0,6mm Maschenweite) und passenden Kunststoffcontainern dar.

Erste Versuche mit Reagenzgläsern als Versuchsgefäße führte HOWARD 1967 im Freiland durch. Auch BENGTSSON UND RUNDGREN (1983) verwendeten Reagenzgläser als Versuchsgefäße.

Es wurde also von verschiedenen Autoren mit den unterschiedlichsten Gefäßen und Versuchsdesigns experimentiert, wobei auf die Details hier nicht näher eingegangen werden soll.

4 Material und Methoden

Zur Überprüfung der in der Einleitung genannten Thesen wurden verschiedene Versuchssysteme entwickelt, die es erlauben sollten, Tests hinsichtlich des Einflusses von Collembolen auf verschiedene Bodenparameter durchzuführen. Bei den untersuchten Bodenparametern handelte es sich vorwiegend um Summenparameter, die als mögliche Kennzeichen des Naturhaushaltes betrachtet wurden.

4.1 Laborzuchten der Versuchstiere

Die Versuchstiere stammten aus Laborzuchten, die (bis auf die Zucht von *X. corticalis*, die von Frau Dr. D. Heimann-Detlefsen übernommen wurde) neu aufgebaut wurden. Dazu wurden auf einer BBA-Versuchsfläche in Braunschweig mehrfach Bodenproben genommen (Anmerkung: von derselben Versuchsfläche stammte auch eines der verwendeten Versuchssubstrate). Die Tiere wurden im Auslesegerät (MACFADYEN 1953, 1961b, 1962, Skizze des verwendeten Gerätes siehe NEBELUNG 1988 oder LARINK 1997) ausgetrieben, wobei als Auffangflüssigkeit Wasser diente. Die Collembolen wurden dann mit einem Pinsel in die Zuchtgefäße überführt. Als Zuchtsubstrat dienten Gips-Aktivkohle-Böden, das Gewichtsverhältnis Gips:Aktivkohle betrug 9:1, angerührt wurde mit Leitungswasser (GOTO 1960, TÖRNE 1966, HEINTGES 1988, THIELE 1989). Als Gefäße dienten 100ml Standard Dosen der Firma Nunc aus Kunststoff mit passenden Deckeln. Die Haltung erfolgte bei 20°C in Klimaschränken ohne Beleuchtung. (HUTSON 1978a, BOOTH 1983, SPAHR 1983). Die Tiere wurden täglich mit kleinen Mengen Bierhefepulver (*Sacharomyces cerevisiae*) gefüttert (SNIDER 1971), welches laut THIELE (1989) eine gute Ernährungsgrundlage darstellt und in von ihr durchgeführten Nahrungswahlversuchen zu den höchsten Reproduktionsraten bei *Sinella coeca*, *Folsomia candida*, *Xenylla grisea* und *Proisotoma minuta* führte. Um die Austrocknung auszugleichen, wurden die Böden regelmäßig mit Hilfe einer Pasteurpipette mit deionisiertem Wasser befeuchtet. Für die Versuche wurden gleichaltrige Tiere herangezogen, indem Eier mit Hilfe eines feuchten Haarpinsels aus den Zuchtgefäßen entnommen und in unbesetzte Gefäße überführt wurden. Die frisch geschlüpften Tiere wurden dann täglich mit einem Exhaustor abgesammelt und in gesonderte Behälter gesetzt. Zur Durchführung der Versuche fanden 3 Wochen alte Tiere Verwendung. Dazu wurden die Collembolen ebenfalls mit Hilfe eines Exhaustors in die Versuchsgefäße überführt.

4.2 Eingesetzte Collembolenarten

Für die Versuche wurden Collembolenarten ausgewählt, deren Eiablagerraten hoch genug waren, um gleichaltrige Tiere in ausreichender Zahl zu züchten. Dabei handelte es sich um folgende Arten:

- ***Folsomia candida*** (Willem 1902)

Familie: Isotomidae

Weiß, 1,5-3mm lang, gut entwickelte Furca, keine Augen. Euedaphisch. Nach SCHULTZ ET AL. (1996-2005) kosmopolitisch. Sehr häufig in sich zersetzender organischer Substanz, z.B. Kompost (GISIN 1960, PALISSA 1964, USHER UND STONEMAN 1977, FJELLBERG 1980).

F. candida ist parthenogenetisch (nach CZARNETZKI UND TEBBE 2004 vermutlich hervorgerufen durch *Wolbachia* [α -Proteobacteria, intrazellulär in Reproduktionsorganen]). Sie lässt sich in Laborzuchten sehr gut halten und vermehren und zeigt dabei eine ganzjährig hohe Reproduktionsrate (VON TÖRNE 1961, 1966). So war es möglich, für die Weckglasversuche mehrere Tausend gleichaltriger Tiere heranzuziehen. Für diese Art existiert eine internationale Prüfrichtlinie (ISO 1999).



Abb. 1: *Folsomia candida*

- ***Proisotoma minuta*** (Tullberg 1871, Folsom 1937)

Familie: Isotomidae

Graublau mit helleren Flecken, 0,9-1,3mm lang, gut entwickelte Furca, auf jeder Körperseite 8 Einzelaugen. Hemiedaphisch, mesophil (GISIN 1960, PALISSA 1964, FJELLBERG 1980). Nach SCHULTZ ET AL. (1996-2005) kosmopolitisch. Massenvorkommen in stickstoffreichem pflanzlichem Bestandabfall (GISIN 1960). Nach HARASYMEK UND SINHA (1974) und SPAHR (1983) eine der häufigsten Arten auf Ackerflächen.



Abb. 2: *Proisotoma minuta*

- ***Sinella coeca*** (Schött 1896)

Familie: Entomobryidae.

Farbe weiß, bisweilen mit zerstreutem rotbraunem Pigment, Größe maximal 1,5mm (nach PALISSA 1964: 2mm), gefiederte Borsten, lange, kräftig entwickelte Furca, keine Augen. Euedaphisch. Nach SCHULTZ ET AL. (1996-2005) kosmopolitisch. Oft in Blumentöpfen, Gewächshäusern und Mist. Wärme- und humusliebend (GISIN 1960, PALISSA 1964, FJELLBERG 1980). SPAHR (1963) fand *S. coeca* in verschiedenen Ackerböden.



Abb. 3: *Sinella coeca*

- ***Xenylla corticalis*** (Börner 1901)

Familie: Hypogastruridae (SCHULZ ET AL. 1996-2005).

Farbe hell- bis dunkelgrau mit violetterm Pigment. Größe bis 0,8mm, Behaarung spärlich und kurz, auf jeder Körperseite 5 Einzelaugen. Hemiedaphisch, xerophil (GISIN 1960, PALISSA 1964, FJELLBERG 1980). Nach SCHULTZ ET AL. (1996-2005) Vorkommen in ganz Europa.

Die Reproduktionsraten von *P. minuta*, *S. coeca* und *X. corticalis* waren zwar deutlich geringer als die von *F. candida*, reichten aber aus, um Tiere für die Versuche in Reagenzgläsern bereitzustellen.

Die Zahl der in den einzelnen Versuchen eingesetzten Tiere variierte je nach Größe des Versuchsgefäßes bzw. Substratmenge und Variante. Konkrete Angaben sind Tab. 3 zu entnehmen. Alle Besatzzahlen werden für die vergleichende Auswertung bezogen auf 100g Boden (Trockengewicht).

4.3 Versuchssubstrate

Folgende Versuchssubstrate wurden verwendet:

- LUFA Standardboden 2.1
- Substrat von einer Versuchsfläche auf dem BBA-Gelände in Braunschweig, Messeweg
- Substrat von einer Versuchsfläche auf dem BBA-Gelände in Sickte

Bei beiden Versuchsflächen der BBA handelt es sich um landwirtschaftlich genutzte Flächen.

Bodenanalysedaten sind aus Tab. 1 zu entnehmen.

Tab. 1: Analysedaten der verwendeten Versuchssubstrate

*: Analysedaten laut Mitteilung der LUFA Speyer, Bezirksverband Pfalz

**: Analysedaten laut Institut für Unkrautforschung BBA

***: Kategorisierung anhand der Korngrößen nach SCHACHTSCHABEL ET AL. 1989

	LUFA 2.1 Chargennummer Sp1108	BBA Braunschweig	BBA Sickte
Bodenart	Sand***	schluffiger Sand***	schluffiger Lehm***
C_{org.}	0,66%*	1,2%	2,6%
pH (in 0,01mol CaCl₂)	5,5*	5,8	7,4
Korngrößenanalyse:			
Sand	93,2%*	60,7%**	23,8%**
Schluff	3,6%*	32,7%**	50,3%**
Ton	3,2%*	6,6%**	25,9%**
Wk_{max.} (g/100g Boden [TG])	29,5	32,5	42,0

Der Boden von den Versuchsflächen der BBA, der als Versuchssubstrat verwendet werden sollte, wurde als Mischprobe aus 0-20cm Tiefe entnommen. Anschließend wurde mit 2mm Maschenweite gesiebt und dann getrocknet, um das Substrat tierfrei zu machen. Die Trocknung erfolgte über eine Dauer von 4 Tagen bei 30°C, anschließend 3 Tage bei 35°C. Durch dieses schonende Verfahren sollten die Bakterien und Pilze möglichst wenig beeinträchtigt werden.

Das Substrat der LUFA wurde getrocknet und gesiebt angeliefert.

Die Lagerung des gesiebten Substrates erfolgte, sofern es nicht sofort verwendet wurde, bei 2-4°C.

Vor Versuchsbeginn wurde der Boden 48h lang bei 20°C aufbewahrt, damit sich die vorhandene Mikroflora an die Versuchsbedingungen anpassen konnte. Zur Durchführung der Versuche wurde ein Feuchtigkeitsgehalt von 40 bis 60% der maximalen Wasserkapazität eingestellt. Dazu wurde zunächst der Feuchtigkeitsgehalt des gelagerten Materials bestimmt, dann der erwünschte Feuchtigkeitsgehalt berechnet und die fehlende Wassermenge in Form von deionisiertem Wasser zugegeben. Die Durchmischung erfolgte mit Hilfe eines Handrührgerätes.

Die Lagerung während der Versuche erfolgte in einer Klimakammer bei 20±1°C unter einem Licht-Dunkel-Wechsel von 12:12 Stunden.

Die Vorgehensweise entspricht der „Richtlinie für die amtliche Prüfung von Pflanzenschutzmitteln, Teil VI, 1-1 Auswirkungen auf die Aktivität der Bodenmikroflora“ von 1987 (ANDERSON ET AL. 1987, siehe auch ANDERSON ET AL. 1990). Die Bestimmung der maximalen Wasserkapazität erfolgte nach ÖHLINGER (1993).

4.4 Zusatz organischer Substrate

In einigen Versuchsansätzen wurde den Versuchssubstraten 0,5g organisches Material pro 100g Substrat (Trockengewicht) zugesetzt: Luzernemehl (*Medicago sativa* L.), Strohhacksel von Winterroggen (*Secale cereale* L.), zerkleinertes Maisstroh (*Zea mays* L. ssp. *mays*; Blattmaterial). Die Durchmischung erfolgte auch hier mit Hilfe eines Handrührgerätes. Aus Tab. 2 sind die Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte sowie das C/N-Verhältnis zu entnehmen. Es wurden Literaturwerte verwendet. Die tatsächlichen Werte der verwendeten Substrate können von diesen Werten abweichen, da sie von Sorte, Wachstumsbedingungen, Erntezeitpunkt und verschiedenen anderen Parametern abhängen. Ausschlaggebend für die

Wahl der Substrate war eine Abstufung der C/N-Verhältnisse von eng (Luzerne) über mittel (Maisstroh) zu extrem weit (Roggenstroh). Ein Zusatz von Luzernemehl wird auch im Rahmen des Stickstofftransformationstests (EWG 2004, OECD TG 216 2000) angewandt. Dabei handelt es sich um eine standardisierte Testmethode zur Untersuchung der Langzeitauswirkung von Chemikalien auf die Stickstofftransformationsaktivität von Bodenmikroorganismen. Als Stickstofftransformation wird dabei der Endabbau organischer Substanz durch Mikroorganismen über die Schritte Ammonifikation und Nitrifikation zum Endprodukt Nitrat definiert.

In der vorliegenden Untersuchung erfolgte der Zusatz der organischen Substrate primär, um die Nährstoffversorgung und damit die Lebensbedingungen der Collembolen in einigen Versuchen zu verbessern. Der Abbau der organischen Substrate wurde nicht im Einzelnen untersucht. Stoffumsetzungsprozesse wurden jedoch indirekt über die Messung der Bodenatmung sowie über Nitrat- und C_{org}-Gehalt erfasst.

In einem der Versuche (Versuch 13) wurde die Atmung von Collembolen-Individuen unter Fütterung mit Luzernemehl, Maisstroh oder Bierhefe untersucht.

Tab. 2: C- und N-Gehalt der zugegebenen organischen Substanzen.

Quellen:	*	NAGLITSCH 1966
	**	MINISTERIUM FÜR LANDWIRTSCHAFT, UMWELTSCHUTZ UND RAUMORDNUNG DES LANDES BRANDENBURG 2000
	***	http://www.schweizerbauer.ch
	****	HUTTER 2003
	*****	EWG 2004

Anmerkung: für Maisstroh wurden in der Literatur keine Angaben zum Kohlenstoffgehalt gefunden

	C	N	C/N
Luzernemehl	47,7%*	5,56%*	8,6* 12-16*****
Maisstroh (Blattmaterial)		1,13%**	60*** 50-60****
Winterroggenstroh	48,1%*	0,43%*	111,8*

4.5 Versuchsgefäße

Es wurden unterschiedliche Versuchsgefäße verwendet. Hintergrund war die Absicht, die Eignung der verschiedenen Versuchsgefäße zur Untersuchung des Einflusses von Collembolen auf verschiedene Bodenparameter zu testen.

4.5.1 Gefäßversuche in Weckgläsern

Es wurden Langzeitversuche mit angefeuchtetem Versuchssubstrat (300g Trockengewicht; mit oder ohne Tiere) in verschlossenen Weckgläsern mit Bügelverschluss und Gummiring (Volumen 1l) durchgeführt. Die Weckgläser waren damit etwa zu 1/3 gefüllt.

Während der Laufzeit der Versuche waren die Weckgläser verschlossen. Sie wurden nur zur Durchführung der Untersuchungen geöffnet.

4.5.2 Kombination Weckgläser/kleine Substratbehälter

In Versuch 7 wurde angefeuchtetes Versuchssubstrat (50g Trockengewicht; mit oder ohne Tiere) in kleine offene Glasbehälter gefüllt (Volumen 100ml, Außenmaße: Durchmesser ca. 4,4cm, Höhe ca. 7,5cm), diese wurden in Weckgläser (s.o.) gestellt.

In Versuch 13 wurden die Tiere auf Gips-Aktivkohle-Böden in Kunststoffdosen der Firma Nunc („Standarddosen“, Volumen 100ml, Außenmaße: Höhe 54mm, Breite 53mm) gesetzt. Auch diese wurden unverschlossen zur Atmungsmessung in Weckgläser gestellt.

Während der Laufzeit der Versuche waren die Weckgläser verschlossen. Sie wurden nur zur Durchführung der Untersuchungen geöffnet (s.o.).

4.5.3 Gefäßversuche in Glasröhren

Das Versuchssubstrat wurde befeuchtet und in beidseitig offene Glasröhren (Außendurchmesser 30 bzw. 44,7mm, Innendurchmesser 26 bzw. 40,7mm, Länge 220mm) gefüllt. Dazu wurde jeweils eine Seite der Röhren mit Hilfe eines Stempels verschlossen und jede Röhre aufrecht stehend mit der gewünschten Substratmenge (je 50g bzw. 100g Trockengewicht) befüllt. Diese Füllung machte etwa die Hälfte der Gesamtlänge der Röhren aus. Auf beiden Seiten des Versuchssubstrates verblieb ein substratfreier Raum. Je nach Variante wurden dann unterschiedliche Individuenzahlen von Tieren eingesetzt.

Um zu verhindern, dass die Versuchstiere das Substrat verlassen, wurde in Versuch 6 das Substrat in Gazebeutel mit 50µm Maschenweite gefüllt. Die Beutel wurden verschlossen und (mit oder ohne Tiere) in die Glasröhren geschoben.

Die Röhren wurden anschließend mit Gummistopfen mit Bohrung verschlossen. Über Teflonschläuche und eine Pumpe wurde für eine gleichmäßige Belüftung der liegenden Röhren gesorgt. Die Luft wurde, bevor sie das Versuchssubstrat durchströmte, durch ein Reagenzglas mit Wasser, nachdem sie das Versuchssubstrat durchströmt hatte, durch ein Gefäß mit Natronlauge geleitet. Ein zwischengeschaltetes leeres Reagenzglas verhinderte ein Zurückschlagen der Lauge in das Versuchsgefäß.

4.5.4 Gefäßversuche in Reagenzgläsern

Es wurden auch Versuche in Reagenzgläsern (= Kulturröhrchen, Außendurchmesser 16mm, Höhe 150mm) durchgeführt.

Das Versuchssubstrat wurde befeuchtet. In jedes Reagenzglas wurde eine Menge gegeben, welche 10g Trockengewicht entsprach. Damit waren die Röhrchen etwa 6cm hoch gefüllt. Je nach Variante wurden Tiere in unterschiedlichen Individuenzahlen eingesetzt. Die Röhrchen wurden mit Überfallkappen aus Aluminium verschlossen.

4.6 Versuche mit ausgewählten Bodenpilzen

In einigen Versuchsansätzen wurde das Versuchssubstrat (z.T. nach Autoklavieren) mit Bodenpilzen beimpft. Die Pilze sollten den Collembolen als Nahrung dienen und so die Lebensbedingungen im Boden verbessern. Dadurch sollten Überlebensrate und Reproduktion der Tiere erhöht werden, die sich in ersten Versuchen als recht gering herausgestellt hatten. Die Beimpfung der Substrate sollte zudem Rückschlüsse auf Wechselwirkungen zwischen Collembolen und Pilzen ermöglichen.

Als Bodenpilze wurden *Hyphopichia burtonii* und *Verticillium nigrescens* ausgewählt. Die Reinkulturen stammten aus dem Institut für Bodenbiologie der FAL, Braunschweig-Völkenrode.

Bei *H. burtonii* (Synonyme: *Pichia burtonii*, *Endomycopsis burtonii*, *Endomycopsis chodatii*, *Trichosporon variabile*, *Trichosporon burtonii*) handelt es sich um eine Hefe, die im Boden vorkommt, sowie auf unterschiedlichstem organischem Substrat (z.B. auf Mehl, Mandeln, Zucker) nachgewiesen wurde. Sie ist offenbar weltweit verbreitet und dient mycophagen

Insekten als Substrat (<http://www.cabri.org/CABRI/srs-bin/syno-search.pl>, <http://www.dsmz.de/strains>).

Verticillium-Arten gehören zu den Ascomyceten und sind als Erreger der Welkekrankheit an verschiedenen Kulturpflanzen bekannt. Sie sind weit verbreitet und kommen an sich zersetzendem Pflanzenmaterial und im Boden vor (<http://www.doctorfungus.org/thefungi/Verticillium.htm>). *Verticillium nigrescens* gilt als typischer Bodenpilz in Europa, der in Ackerböden bis in 40cm Tiefe vorkommt und dabei seine maximale Dichte in 10cm Tiefe erreicht. Er ist auch häufig in Komposterde zu finden. *V. nigrescens* wächst vor allem durch vegetative, hyaline Hyphen und bildet reichlich Chlamydosporen aus. Das Vorkommen ist unabhängig vom pH-Wert (DOMSCH UND GAMS 1970, DOMSCH ET AL. 1980). In Nahrungswahlversuchen hat THIELE (1989) nachgewiesen, dass *V. nigrescens* von *Sinella coeca*, *Folsomia candida*, *Xenylla grisea* und *P. minuta* gern gefressen wird.

Beide Spezies wurden in einem Flüssigmedium kultiviert:

Medium 186 nach DSM:

- 3g Hefe-Extrakt
- 3g Malz-Extrakt
- 5g Pepton
- 10g Glucose

Erwünscht waren 10^5 Pilze/g Substrat (Trockengewicht). Dies entsprach der mittleren Pilzkeimzahl des unbeimpften Bodens in den Versuchen, die den Beimpfungsversuchen vorausgingen. Folgende Methode wurde zur berechneten Zugabe einer definierten Pilzzahl angewendet:

Zentrifugation des Mediums, Aufnahme des Pellets in K-Puffer, Auszählung der Zellen mit Hilfe einer Thoma-Kammer.

K-Puffer (pH 6):

- 1mol Kaliumdihydrogenphosphat (pH 4): 13,61g/100ml
- 1mol Dikaliumhydrogenphosphat (pH 9): 17,42g/100ml

4.7 Messung biologischer und chemischer Parameter

Bei der Untersuchung biologischer Bodenparameter wird es allgemein als sinnvoll angesehen, mehrere Analysemethoden anzuwenden, da jede für sich Schwachpunkte aufweist (z.B. THALMANN 1968, SCHINNER ET AL. 1993, DIEKMANN 1998).

Die zusätzliche Erfassung abiotischer Parameter ist wichtig, um ein möglichst genaues Bild der Vorgänge im Boden zu gewinnen. Zwischen Collembolen und den anderen Angehörigen der Bodenbiozönose bestehen zahlreiche Wechselwirkungen. Diese Wechselwirkungen werden einerseits von abiotischen Parametern, wie z.B. Temperatur, Wassergehalt des Substrates, pH, Gehalt an organischer Substanz im Boden usw. beeinflusst, wirken sich andererseits aber auch wiederum auf diese aus.

4.7.1 Bestimmung der Tierzahlen bei Versuchsende

Um genauere Daten über das Wirkungsgefüge zwischen Collembolen und verschiedenen biotischen und abiotischen Bodenparametern zu sammeln, ist nicht nur die Kenntnis über die Individuenzahl zu Versuchsbeginn, sondern auch über die Populationsentwicklung im Versuchsverlauf wünschenswert. Der Einsatz einer unterschiedlichen Anzahl von Collembolen in verschiedenen Versuchsansätzen sagt nichts über den Verlauf der Populationsentwicklung während der Versuchsdauer. Dies ist insbesondere bei Langzeitversuchen problematisch, die über mehrere Wochen oder sogar Monate laufen.

Leider lässt sich die Collembolenzahl im Versuchssubstrat nur feststellen, indem der Versuchsansatz dem Versuchsaufbau entnommen wird. Für eine wöchentliche Überprüfung hätte also die Zahl der parallelen Versuchsansätze deutlich erhöht werden müssen. Damit hätte sich zugleich die für die Untersuchung benötigte Anzahl von gleichaltrigen Tieren immens erhöht. Deshalb musste nach einer Kompromisslösung gesucht werden. Eine Überlebensrate der Tiere bei Versuchsabschluss gibt zwar keinen exakten Aufschluss über den Verlauf der Populationsentwicklung, lässt aber zumindest Rückschlüsse auf Überlebensrate und Reproduktion im Versuchsverlauf zu.

Zur Bestimmung der Tierzahlen bei Versuchsende wurde das Versuchssubstrat aus den Testgefäßen in die Einsätze eines Auslesegerätes (siehe Kapitel 4.1) überführt. Das Substrat aus den Weckglasversuchen wurde dabei auf mehrere Einsätze verteilt. Durch Beheizen von oben sowie Kühlen durch den Durchfluss von Leitungswasser von unten baut sich ein Wärme- und Feuchtigkeitsgradient auf. Die Tiere wurden so aus dem Boden ausgetrieben und anschließend gezählt.

Heizprogramm:

1.-3. Tag	25°C, geschlossener Deckel
4. Tag	30°C, geöffneter Deckel
5.-6. Tag	35°C, geöffneter Deckel
7. Tag	40°C, geöffneter Deckel

Auch die Besatzzahlen bei Versuchsabschluss wurden umgerechnet auf 100g Boden (Trockengewicht).

4.7.2 Keimzahl-Bestimmung

Aufgrund der Ergebnisse zahlreicher Untersuchungen ist davon auszugehen, dass es Wechselwirkungen zwischen Collembolen und Mikroorganismen gibt. Der Begriff „Mikroorganismen“ wird dabei in der vorliegenden Arbeit in der „traditionellen“ Weise als Sammelbegriff für die verschiedenen Gruppen von Prokaryoten (Bakterien und Archaeen), Pilzen, einzelligen Algen und Protozoen verwendet. Da über spezifische Funktionen von Archaeen im Boden wenig bekannt ist und in der älteren Literatur nicht zwischen Bakterien und Archaeen differenziert wird, werden im Folgenden die Archaeen nicht mehr speziell erwähnt. Der ebenfalls in der Literatur häufig verwendete Begriff „Mikroflora“ bezeichnet im Allgemeinen Bakterien, Pilze und Algen im Gegensatz zur Mikrofauna (siehe Kapitel 2), wobei die Algen meist nicht näher betrachtet werden. Die Einflüsse der Collembolen auf Strukturen und Stoffkreisläufe im Ökosystem Boden, z.B. auf den Streuabbau, sind offenbar vor allem indirekter Natur und werden oft über die Verminderung oder Förderung von Bakterien und Pilzen ausgeübt (z.B. NAGLITSCH 1965, VISSER 1985, SIEDENTOP 1993, WEIGMANN 1993, SCHAEFER UND SCHINK 1994).

Vor diesem Hintergrund wurde die Entwicklung der Gesamtkeimzahl und der Pilzkeimzahl im Verlauf der Versuche überprüft und im Hinblick auf Unterschiede bei unterschiedlichem Tierbesatz analysiert.

Zur Bestimmung der Lebendzellzahl wurde das Plattenkulturverfahren angewendet, welches auf Robert Koch zurückgeht. Dabei wird eine Bodensuspension hergestellt, in geeigneter Weise verdünnt und dann auf der Oberfläche von Nährböden in Petrischalen „ausgespatelt“. Nach Bebrüten werden die aus den lebensfähigen Zellen hervorgegangenen Kolonien gezählt (BRUCKER UND KALUSCHE 1990, SCHLEGEL 1992, TROLLDENIER 1993). Die so ermittelte Keimzahl wird umgerechnet auf 1g trockenen Boden.

Herstellung der Nährböden:

Nährboden zur Bestimmung der Gesamtkeimzahl (v.a. aerobe Bakterien):

- 1,25g Standard-I-Nährbouillon (Merck Nr. 107882)
- 6,5g Agar-Agar
- auffüllen auf 500ml

Nährboden zur Bestimmung der Pilzkeimzahl („Bengalrosa-Würze“):

- 8,25g Würze-Bouillon (Merck Nr. 105449)
- 8,5g Agar-Agar
- 0,16g Bengalrosa (bakterizid) (Fluka Nr. 11950)
- auffüllen auf 500ml

Die Zutaten der Nährböden werden in 1l-Weithals-Erlenmeyerkolben eingewogen, die Kolben mit Wattestopfen und Alufolie verschlossen und autoklaviert.

Nach der Abkühlung auf ca. 45°C wird die Lösung unter der Cleanbench in Petrischalen gegossen.

Bodenextraktion (= Herstellung der Bodensuspension mit Verdünnungsstufe 10^{-1}):

- Natriumpyrophosphatlösung herstellen: 2,8g $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7/\text{l}$
- 95ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung autoklavieren
- Boden hinzugeben (naturfeuchtes Material, Menge entsprechend 10g Trockengewicht)
- 30 min. schütteln

Verdünnungsreihe herstellen:

- Je 9ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung in Kulturröhrchen mit Überfallkappe autoklavieren
- 1ml Bodensuspension der Verdünnungsstufe 10^{-1} hinzugeben = Verdünnungsstufe 10^{-2}
- 1ml dieser Verdünnungsstufe + 9ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung = Verdünnungsstufe 10^{-3}
- 1ml dieser Verdünnungsstufe + 9ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung = Verdünnungsstufe 10^{-4}
- 1ml dieser Verdünnungsstufe + 9ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung = Verdünnungsstufe 10^{-5}
- 1ml dieser Verdünnungsstufe + 9ml $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ -Lösung = Verdünnungsstufe 10^{-6}

Von jeder Verdünnungsstufe wurden 100µl pro Platte aufgetragen; je 3 Wiederholungen. Zur Auswertung kommen nach mehreren Tagen Bebrütung die Verdünnungsstufen, bei denen sich zwischen 20 und 300 Kolonien pro Platte bilden konnten (TROLLDENIER 1993).

4.7.3 Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität

Zur Bestimmung der biologischen Aktivität in Böden werden verschiedene Methoden angewendet, die die zahlenmäßige Bestimmung der Bodenorganismen ergänzen sollen. Zu diesen Methoden gehört auch die Messung der Dehydrogenaseaktivität.

Die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität mittels TTC (2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid) wurde ursprünglich von LENHARD (1956) beschrieben und von KIBBLE (1966) und THALMANN (1967, 1968) weiterentwickelt

Die Dehydrogenaseaktivität eines Bodens resultiert aus der Aktivität verschiedener Dehydrogenasen, welche ein wesentlicher Bestandteil des Enzymsystems sämtlicher Organismen sind (z.B. Enzyme des Atmungsstoffwechsels, des Citratzyklus und des Stickstoffstoffwechsels). Dehydrogenasen bewirken die Oxidation organischer Verbindungen durch Abspaltung von zwei Wasserstoffatomen und übertragen den abgespaltenen Wasserstoff auf eines der beiden Co-Enzyme NAD^+ oder NADP^+ . Durch diese Co-Enzyme wird der

Wasserstoff z.B. in die Atmungskette eingeschleust oder ist an reduktiven Vorgängen von Biosyntheseprozessen beteiligt.

Die Dehydrogenasen wirken in intakten lebenden Zellen. Die Summe der Aktivitäten aller Dehydrogenasen wird als Indikator biologischer Redoxprozesse und als Maß für mikrobielle Stoffumsetzungen im Boden angesehen (DUNGER UND FIEDLER 1997).

Beim Nachweis der Dehydrogenaseaktivität dient TTC als Protonenakzeptor und wird mit Hilfe der katalytischen Wirkung der Dehydrogenasen zu TPF (Triphenylformazan) reduziert. TPF ist eine rote wasserunlösliche Verbindung, die nach Extraktion mit Aceton spektral-photometrisch quantitativ bestimmt werden kann (Lambert-Beer'sches Gesetz).

Folgende Arbeitsschritte wurden gemäß einer Versuchsanweisung des Instituts für Unkrautforschung der BBA (persönliche Mitteilung) vorgenommen (siehe auch MALKOMES 1989, DUNGER UND FIEDLER 1997, DIN 19733-1, DIN 19733-2):

- je 5g des naturfeuchten Versuchssubstrates werden in Reagenzgläser gefüllt und bis zur Durchführung des Tests mit Gummistopfen verschlossen bei 5°C gelagert
- Herstellung des Trispuffers:
12,11g Trishydroxymethylaminomethan
7,5ml HCl_{konz.}
Auffüllen mit H₂O_{dest.} auf 900ml
Zugabe von HCl_{konz.} bis auf pH 7,6
Auffüllen mit H₂O_{dest.} auf 1000ml
- Herstellung der TTC-Lösung:
1,25g TTC mit Trispuffer aufgefüllt auf 250ml
- Zugabe von je 5ml 0,5% TTC-Lösung zu den Bodenproben
- Mischung gut durchschütteln
- Lagerung 24h bei 30°C
- Zugabe von je 25ml Aceton zur Extraktion des Farbstoffes
- gut durchschütteln, 2 Stunden lang alle 30 min. gut durchschütteln
- Filtration über Faltenfilter, Filter mit 10ml Aceton nachspülen
- Messung bei 546nm im Spektralphotometer gegen einen Acetonblindwert

Schritte 4.-10. wurden wegen der Lichtempfindlichkeit des gebildeten Farbstoffs im Dunkeln durchgeführt.

Zur Auswertung: Vom Ergebnis wird ein Blindwert abgezogen, d.h. die Extinktion eines Bodenextraktes ohne TTC-Zugabe. Eine Extinktion von 0,1 entspricht 136µg TPF. Alle Ergebnisse wurden umgerechnet auf 100g trockenen Boden.

4.7.4 Messung der Bodenatmung

Eine weitere Methode zur Bestimmung der biologischen Aktivität in Böden ist die Messung der Bodenatmung, bei der man das entstehende CO₂ oder die O₂-Aufnahme bestimmt. Da die überwiegende Zahl der Bodenorganismen heterotroph ist, also organische Substanz konsumiert, kann aus der Atmung auf den Stoffumsatz im Boden geschlossen werden (DOMSCH 1962, SCHACHTSCHABEL ET AL. 1989, NANNIPIERI ET AL. 1990, SCHINNER ET AL. 1992, PAULI ET AL. 2000).

Die in der vorliegenden Untersuchung verwendete Methode geht auf ISEMEYER (1952) zurück, wird aber auch heute noch empfohlen (z.B. von der Arbeitsgruppe „Bodenschutz“ der Arge Alpen-Adria <http://www.ist.supsi.ch/common/ALPE%20ADRIA/DOCS/Bodenbiologie-auf-Bdf.doc>, siehe auch DUNGER UND FIEDLER 1997). Die gemessene Kohlendioxidabgabe unter ungestörten Bedingungen wird auch als Basalatmung oder Grundatmung bezeichnet (im Gegensatz zur substratinduzierten Atmung nach Glucosezugabe, einer Methode, die zur Bestimmung mikrobieller Biomasse genutzt wird; HEINEMEYER ET AL. 1990).

Werden Böden vor der Untersuchung mehrere Tage bei Raumtemperatur gelagert, wird nach DUNGER UND FIEDLER (1997) eine weitgehende Linearität der Basalatmung erreicht. Es stellt sich ein Gleichgewicht zwischen Substratangebot und Stoffwechseltätigkeit der Bodenorganismen ein. Die Basalatmungsrate (CO_2 -Entwicklung pro Zeiteinheit) wird von DUNGER UND FIEDLER (1997) zur Untersuchung der Einflüsse auf die Mineralisierungsgeschwindigkeit in Böden empfohlen und wurde hier zur Untersuchung der Einflüsse von Collembolen genutzt. Die Summe der gemessenen CO_2 -Entwicklung im Untersuchungszeitraum lässt nach DUNGER UND FIEDLER (1997) Rückschlüsse auf den Gesamt-Stoffumsatz zu.

Sowohl die CO_2 -Entwicklung pro Stunde als auch die Summe der gemessenen CO_2 -Entwicklung im Untersuchungszeitraum werden in Kapitel 5.6 für die Versuche 1-12 (Weckglas- und Röhrenversuche) graphisch dargestellt.

Weckglasversuche: Kohlendioxidmessung in geschlossenen Gefäßen

In den Weckgläsern wurden oberhalb des Versuchssubstrates auf einem Dreibein (gebogen aus kunststoffummanteltem Draht) flache Porzellan-Abdampfschalen (Volumen 40ml, Durchmesser 80mm, Höhe 15mm) installiert und mit 15ml NaOH-Lösung gefüllt.

Röhrenversuche: Kohlendioxidmessung bei kontinuierlicher Belüftung

Bei den Röhrenversuchen wurde die Luft mit Hilfe einer Pumpe über Teflonschläuche 1. durch ein wassergefülltes Reagenzglas, 2. durch die Versuchsgefäße mit dem Versuchssubstrat, 3. durch ein leeres Reagenzglas, 4. durch ein weiteres Reagenzglas mit 15ml NaOH-Lösung geleitet. Durch das wassergefüllte Reagenzglas sollte die Austrocknung des Substrates vermieden werden. Das zwischengeschaltete leere Reagenzglas sollte ein Zurückschlagen der Lauge in das Substratgefäß verhindern. Eine kontinuierliche Belüftung der Versuchsgefäße war sichergestellt, solange gleichmäßig Luftblasen durch die Lauge perlten (Sichtkontrolle).

Titration

Die Natronlauge wurde in unterschiedlichen zeitlichen Intervallen (je nach Atmungsintensität) aus den Versuchsanordnungen entnommen und frische Lauge in die Porzellanschalen bzw. Reagenzgläser eingefüllt.

Zu je 5ml NaOH aus den Versuchsanordnungen wurden 0,5ml 3N BaCl_2 -Lösung sowie ein Tropfen Phenolphthalein und ein Rührkern gegeben. Es wurde mit Hilfe einer automatischen Bürette mit HCl (Titrisol®, Merck) titriert. Da jeweils 15ml NaOH zur Verfügung standen, konnte die Titration für jeden parallelen Versuchsansatz jeweils zweifach durchgeführt werden.

Das durch die Atmung entstandene CO_2 wurde durch NaOH absorbiert. Aus dem entstandenen Na_2CO_3 wurde durch die Zugabe eines BaCl_2 -Überschusses das Carbonat als BaCO_3 ausgefällt. Die Menge der nicht neutralisierten Lauge wurde durch Titration mit HCl bestimmt (siehe auch ANDERSON 1982).

Nach folgender Formel kann die Menge des entstandenen CO_2 bestimmt werden (STOTZKY 1965):

$$\text{CO}_2 \text{ (mg)} = (\text{B} - \text{V}) \cdot \text{N} \cdot \text{E}$$

B: Volumen des verbrauchten HCl bei Titration der Kontrolle (ml)

V: Volumen des verbrauchten HCl bei Titration der Probe (ml)

N: Normalität der Säure

E: Äquivalentgewicht. Zur Umrechnung in CO₂: E=22

Diese Formel wurde leicht modifiziert:

$$\text{CO}_2 \text{ (mg)} = (\text{B}-\text{V}) \text{ N}_\text{S} / \text{N}_\text{L} \cdot \text{F} \cdot \text{E} \cdot \text{G} / \text{T}$$

B: Volumen des verbrauchten HCl bei Titration der Kontrolle (ml)

V: Volumen des verbrauchten HCl bei Titration der Probe (ml)

N_S: Normalität der Säure

N_L: Normalität der Lauge

F: Faktor der Lauge

E: Äquivalentgewicht. Zur Umrechnung in CO₂: E=22

G: Gesamtmenge Lauge im Versuchsgefäß

T: Titrierte Menge Lauge

Als Kontrolle diente die Lauge aus einem Versuchsgefäß ohne Versuchssubstrat.

Der Laugenfaktor wurde folgendermaßen ermittelt: Titration von 5ml NaOH (frisch angesetzt) + 0,5ml BaCl₂-Lösung mit HCl (siehe auch MACFADYEN 1970, PARKINSON ET AL. 1971, ADDISON UND PARKINSON 1978, SCHRÖDER 1980).

Die Menge des entstandenen CO₂ wurde umgerechnet auf 100g Boden (Trockengewicht).

4.7.5 Bestimmung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff

Die Bestimmung des organischen Kohlenstoffgehaltes wird als hilfreich für die Beurteilung und Interpretation von Umsatzleistungen im Boden angesehen (z.B. Arbeitsgruppe „Bodenschutz“ der Arge Alpen-Adria: <http://www.ist.supsi.ch/common/ALPE%20ADRIA/DOCS/Bodenbiologie-auf-Bdf.doc>). FROMM (1998) sieht einen Zusammenhang zwischen dem Gehalt an organischer Substanz und den Parametern mikrobielle Biomasse und Bodenatmung. Er hält diese Faktoren für die wichtigsten Standortparameter für viele Collembolenarten.

Über Photosynthese und Chemosynthese werden durch Pflanzen und chemo- oder photoautotrophen Bakterien aus dem Kohlendioxid der Luft organische Kohlenstoffverbindungen, d. h. organische Substanz, aufgebaut. Diese organischen Kohlenstoffverbindungen werden zum Teil in lebender Form von anderen Organismen genutzt (Nahrungskette: Mikrophytophage und Phytophage = Konsumenten 1. Ordnung, Räuber = Zoophage = Konsumenten 2. oder höherer Ordnung). Ein Teil der organischen Substanz wird dabei auf jeder Trophieebene veratmet, wobei CO₂ wieder freigesetzt wird. Ein weiterer Teil stirbt ab und bleibt zunächst als tote organische Substanz im Ökosystem. Dieser Teil wird über komplexe Abbauprozesse durch Destruenten (Saprophage und Mineralisierer) auf die anorganische Stufe zurückgeführt (SCHAEFER UND SCHINK 1994), wobei schließlich neben anderen anorganischen Verbindungen auch CO₂ frei wird.

Der Gehalt an organischer Substanz im Boden wird gleichgesetzt mit dem Glühverlust, das heißt mit dem beim Veraschen eingetretenen Gewichtsverlust.

Durchführung:

- das bei 105°C getrocknete Versuchssubstrat wird im Glühofen bei 600°C bis zur Massenkonstanz verascht
- Abkühlen in einem Exsikkator
- erneute Wägung

Der Glühverlust eines Bodens ist der auf die Trockenmasse bezogene Massenverlust, den der Boden beim Glühen erfährt (DIN 18128-GL). Der Glühverlust gibt Auskunft über den Gehalt organischer Substanz im Boden und damit über die Menge des Nahrungsangebotes,

welches den heterotrophen Organismen zur Verfügung steht. Dabei wird nicht zwischen toter und lebender organischer Substanz unterschieden. Über den Umrechnungsfaktor 0,58 lässt sich daraus der Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff näherungsweise berechnen (ALLEN ET AL. 1974).

Die Menge des organisch gebundenen Kohlenstoffs im Boden wurde umgerechnet auf 100g Boden (Trockengewicht).

4.7.6 Nitrat-Bestimmung

Eine für die Bodenfruchtbarkeit wichtige Lebenstätigkeit der Bodenorganismen ist die Mineralisierung der organischen Substanz, das heißt der Abbau pflanzlicher, tierischer und mikrobieller Biomasse zu anorganischen Verbindungen. Durch die Mineralisierung, die in erster Linie von Mikroorganismen durchgeführt wird, werden die in der organischen Substanz festgelegten Nährstoffe wieder verfügbar gemacht. Dazu gehören auch Stickstoffverbindungen wie Ammonium und Nitrat (SCHACHTSCHABEL ET AL. 1989).

Ein problematischer Nebenaspekt ist die Tatsache, dass das gut wasserlösliche Nitrat-Anion im Freiland über Auswaschung in Oberflächengewässer und Grundwasser gelangen kann (z.B. CODE OF GOOD AGRICULTURAL PRACTICE FOR THE PROTECTION OF WATER 1991, CODE OF GOOD AGRICULTURAL PRACTICE FOR THE PROTECTION OF SOIL 1993) und so zu Grundwasserbelastung und Eutrophierung führt. In den hier beschriebenen Gefäßversuchen ist eine Auswaschung ausgeschlossen.

Eine Analyse des Nitratgehaltes im Versuchssubstrat sollte Hinweise auf die Intensität der Mineralisierungsprozesse im Boden geben. Es sollte untersucht werden, ob sich ein Einfluss der Collembolen feststellen lässt.

Durchführung (EWG 2004):

- 24h Trocknung des Versuchssubstrates bei 80°C
- Herstellung einer CaCl_2 -Lösung: 1,84g $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ mit $\text{H}_2\text{O}_{\text{dest.}}$ auf 1l auffüllen
- zu 2,5g Versuchssubstrat werden jeweils 10ml CaCl_2 -Lösung gegeben
- 1h Schütteln
- Filtration
- Tiefkühlung der Proben bis zur Messung
- Messung der NO_3^- -Konzentration mit Hilfe eines Gaschromatographen am Institut für Pharmazeutische Chemie der TU Braunschweig

Die Menge des organisch gebundenen Kohlenstoffs im Boden wurde umgerechnet auf 100g Boden (Trockengewicht).

Zugleich mit der Nitratanalyse erfolgte auch eine Analyse des Nitrit-Gehaltes des Versuchssubstrates. Die Werte waren häufig unter der Nachweisgrenze und insgesamt so niedrig, dass hier auf eine Darstellung verzichtet wird.

4.7.7 Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit

Eine Bestimmung des Feuchtigkeitsgehaltes erfolgte weniger, um den Einfluss der Collembolen auf die Entwicklung der Bodenfeuchtigkeit zu überprüfen, sondern vor allem, um die Feuchtigkeitsdaten zur Interpretation der Ergebnisse der anderen Messparameter heranziehen zu können. Laut MEBES (1999) hat der Wassergehalt Einfluss auf die gesamte Bodenlebewelt von den Mikroorganismen bis zur Makrofauna. Er fand in seinen Untersuchungen eine negative Korrelation zwischen Nitratgehalt und Wassergehalt.

SIEDENTOP (1993) stellte in ihren Untersuchungen einen Einfluss des Wassergehaltes auf die mikrobielle Besiedlung von Streu, auf den Streuabbau und auf das Gleichgewicht zwischen mikrobieller Besiedlung und Collembolen fest.

Durchführung (ALLEN ET AL. 1974, BRUCKER UND KALUSCHE 1990, ÖHLINGER 1993):

- Einwaage des Versuchssubstrates in Porzellanschalen
- 24h Trocknung im Trockenschrank bei 105°C
- Abkühlung im Exsikkator
- erneute Wägung

Der Wassergehalt wird in der vorliegenden Arbeit angegeben in % der maximalen Wasserkapazität des Versuchssubstrates (siehe auch DUNGER UND FIEDLER 1997).

4.7.8 pH-Messung

Der pH-Wert der Böden beeinflusst das Wachstum der Bodenorganismen. Eine Verschiebung des pH hat eine Veränderung der Bodenbiozönose zur Folge, da die Arten unterschiedliche pH-Toleranzen und pH-Optima zeigen (SCHACHTSCHABEL ET AL.1989). Nach DUNGER UND FIEDLER (1997) werden in der Regel Aktinomyceten durch schwach alkalische bis neutrale, sonstige Bakterien durch neutrale bis schwach saure, Pilze durch schwach bis stark saure Bedingungen gefördert. Es soll deshalb überprüft werden, ob durch unterschiedliche Collembolen-Individuenzahlen der pH direkt oder indirekt beeinflusst wird.

Durchführung:

- Lufttrocknung des Versuchssubstrates
- je 10g Boden Zugabe von 25ml 0,01mol CaCl₂
- intensiv rühren
- mindestens 1h warten
- vor der Messung erneut aufwirbeln
- Messung mit Glaselektrode (nach Eichung des Gerätes mit 2 Pufferlösungen)

4.8 Übersicht über alle durchgeführten Versuche

Tab. 3 gibt einen Überblick über alle durchgeführten Versuche. Es ist zu entnehmen, welche Tierbesatzzahlen, Substrate und Substratmengen sowie welche Versuchsgefäße in den einzelnen Ansätzen verwendet wurden. Zudem ist abzulesen, welche Parameter in den einzelnen Versuchen bestimmt wurden.

Tab. 3: Übersicht über alle Versuche mit Zuordnung aller jeweils untersuchten Parameter

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Substratmenge	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen/Tage nach Versuchsbeginn bis zum Start der Atmungsmessung	Versuchsvariante	Atmungsmessung	Gesamtkeimzahl	Pilzkeimzahl	Dehydrogenasemessung	pH	Bodenfeuchtigkeit	Corg.-Gehalt	Nitrat-Gehalt	Überlebensrate der Tiere
1	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		138/75	nur Boden 300 F. candida 600 F. candida 300 X. corticalis	laufend								
2	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		146/14	nur Boden 500 F. candida 1000 F. candida	laufend								bei Versuchsabschluss
3	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		147/33	nur Boden 500 F. candida 1000 F. candida	laufend								bei Versuchsabschluss
4	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Luzernemehl	11/0	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida nur Boden/Luzerne 50 F. candida/Luzerne 100 F. candida/Luzerne	laufend								bei Versuchsabschluss
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		97/0	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	laufend			bei Versuchsabschluss					bei Versuchsabschluss
6	Röhren/Gäze	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Vergleich mit autoklavierter Variante	102/57	nur Boden 40 F. candida 100 F. candida 200 F. candida autokliert Boden autokliert/ 100 F. candida	laufend	2 Messungen	2 Messungen	2 Messungen					bei Versuchsabschluss
7	kleine Gläserchen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	50g		186/2	nur Boden 10 F. candida 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	100g		62/2	nur Boden 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		bei Versuchsabschluss
9	Röhren	Versuchsfläche Sichte	50g		156/0	nur Boden 10 F. candida 25 F. candida 50 F. candida 100 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		
10	Röhren	Versuchsfläche Sichte	100g		148/1	nur Boden 10 F. candida 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g	Zugabe von Stroh hacksel, Luzernemehl, Maisblatt	88/0	nur Boden 300 F. candida 300 F. candida/Luzerne 300 F. candida/Maisblatt 300 F. candida/Stroh 500 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss		
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Stroh hacksel, Luzernemehl, Maisblatt	82/3	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida nur Boden/Luzerne Luzerne/ 50 F. candida nur Boden/ Maisblatt/ 50 F. candida nur Boden/ Stroh Stroh/ 50 F. candida	laufend	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	bei Versuchsabschluss	
13	Nunc-Döschen in Weckgläsern	Gips-Aktivkohle-Boden		Fütterung mit Hefe, Luzernemehl, Maisblatt/ nur Hefe	27/3	500 F. candida/ Hefe 500 F. candida/ Luzerne 500 F. candida/ Maisblatt	laufend								
I	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autokliert, Beimpfung mit	42	nur Boden 5 F. candida		2 Messungen							
II	Reagenzglas	Versuchsfläche Sichte	10g	autokliert, Beimpfung mit Hyphopichia	41	nur Boden 5 F. candida 5 F. minuta		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich			
III	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig Versuchsfläche Sichte	10g	autokliert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden BS Boden BS/2 F. candida Boden BS/5 F. candida Boden BS/10 F. candida nur Boden Sichte nur Boden Sichte/5 F. candida		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich		
IV	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Verticillium nigriscens	42	nur Boden 5 F. candida		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich		wöchentlich	
V	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autokliert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	64	nur Boden 5 F. candida		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	bei Versuchsabschluss
VI	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 5 F. candida		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich		wöchentlich	
VII	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Verticillium	42	nur Boden 5 F. candida nur Boden/ Luzerne 5 F. candida/ Luzerne		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	
VIII	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Stroh hacksel, Luzernemehl, Maisblatt	44	nur Boden/Maisblatt 5 F. candida/ Maisblatt nur Boden/Stroh 5 F. candida/Stroh		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	
IX	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autokliert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten	43	nur Boden/0-2cm nur Boden/2-4cm nur Boden/4-6cm 5 F. candida/0-2cm 5 F. candida/2-4cm 5 F. candida/4-6cm		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich		wöchentlich	wöchentlich	2 Messungen	
X	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 5 S. coeca 5 X. corticalis		wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	wöchentlich	

Tab. 4: Wiederholungen und Mehrfachmessungen

Wiederholungen: parallele Versuchsansätze

Messungen: Mehrfachmessungen derselben Probe

Die Angaben beziehen sich auf die Messungen und Wiederholungen je Messtermin

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Substratmenge	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen/ Tage nach Versuchsbeginn bis zum Start der Atmungsmessung	Versuchsvariante	Atmungsmessung	Gesamtkeimzahl	Plitzkeimzahl	Dehydrogenasemessung	pH	Bodenfeuchtigkeit	Corg.-Gehalt	Nitrat-Gehalt	Überlebensrate der Tiere
1	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		138/75	nur Boden 300 F. candida 600 F. candida 300 X. corticalis	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen								
2	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		146/14	nur Boden 500 F. candida 1000 F. candida	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen								3 Wiederholungen je Variante
3	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		147/33	nur Boden 500 F. candida 1000 F. candida	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen								4 Wiederholungen je Variante
4	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Luzernemehl	11/0	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida nur Boden/Luzerne 50 F. candida/Luzerne 100 F. candida/Luzerne	4 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen								4 Wiederholungen je Variante
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		97/0	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen			3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen					2 Wiederholungen je Variante
6	Röhren/Gäse	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Vergleich mit autoklavierter Variante	102/57	nur Boden 40 F. candida 100 F. candida 200 F. candida autoklaviert autoklaviert/100 F. candida	4 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen					4 Wiederholungen je Variante
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	50g		186/2	nur Boden 10 F. candida 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida	3 Wiederholungen je Variante	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen	1 Messung je Variante	3 Wiederholungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante		
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	100g		62/2	nur Boden 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	5 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen		2 Wiederholungen je Variante	2 Wiederholungen je Variante		3 Wiederholungen je Variante
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	50g		156/0	nur Boden 10 F. candida 25 F. candida 50 F. candida 100 F. candida	5 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen	2 Messungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante		
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	100g		148/1	nur Boden 10 F. candida 20 F. candida 50 F. candida 100 F. candida 200 F. candida	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen	2 Messungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante		
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g	Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	88/0	nur Boden 300 F. candida 500 F. candida 300 F. candida/Luzerne 300 F. candida/Maisblatt 300 F. candida/Stroh	3 bzw. 5 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen	1 Messung je Variante	3 Wiederholungen je Variante	3 Wiederholungen je Variante		
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	82/3	nur Boden 50 F. candida 100 F. candida nur Boden/Luzerne 50 F. candida/Luzerne nur Boden/Maisblatt 50 F. candida/Maisblatt nur Boden/Stroh 50 F. candida/Stroh 500 F. candida/ Hefe 500 F. candida/ Luzerne 500 F. candida/ Maisblatt	3 Wiederholungen je Variante; je 2 Messungen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	3 Wiederholungen je Variante; je 3 Messungen	1 Messung je Variante	1 bzw. 3 Wiederholungen je Variante	1 bzw. 3 Wiederholungen je Variante	2 Wiederholungen je Variante	
13	Nunc-Döschen in Weckgläsern	Gips-Aktivkohle-Boden		Fütterung mit Hefe, Luzernemehl, Maisblatt/ nur Hefe	27/3	500 F. candida/ Hefe 500 F. candida/ Luzerne 500 F. candida/ Maisblatt	3 Wiederholungen je Variante								
					6/0	Hefe	3 Wiederholungen je Variante								
I	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante				
II	Reagenzgläser	Versuchsfläche Sickte	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 5 F. candida 5 P. minuta	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante				
III	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig Versuchsfläche Sickte	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden BS Boden BS/2 F. candida Boden BS/5 F. candida Boden BS/10 F. candida nur Boden Sickte nur Boden Sickte/5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante			
IV	Reagenzgläser	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	42	nur Boden 5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	laufend	1 Messung je Variante		1 Messung je Variante		
V	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	64	nur Boden 5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Wiederholung je Variante; je 3 Messungen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	2 Wiederholungen je Variante	1 Wiederholung je Variante (Mischprobe aus 4 Wiederholungen)
VI	Reagenzgläser	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante		1 Messung je Variante		
VII	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	42	nur Boden 5 F. candida	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	
VIII	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	44	nur Boden/Luzerne 5 F. candida/Luzerne nur Boden/Maisblatt 5 F. candida/Maisblatt nur Boden/Stroh 5 F. candida/Stroh	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	
IX	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten	43	nur Boden/ 0-2cm nur Boden/ 2-4cm nur Boden/ 4-6cm 5 F. candida/ 0-2cm 5 F. candida/ 2-4cm 5 F. candida/ 4-6cm	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante		1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	
X	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 5 S. coeca 5 X. corticalis	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	jede Variante je 3 Platten von 3 Verdünnungsstufen	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	1 Messung je Variante	

Tab. 4 gibt einen Überblick über die Anzahl der Wiederholungen an jedem Messtermin. Als Wiederholungen werden parallele Versuchsansätze bezeichnet, Messungen bezeichnen Mehrfachmessungen derselben Probe.

Die Zahl der Wiederholungen und Mehrfachmessungen ist bei den Versuchen I bis X (Reagenzglasversuche) geringer, da hier mit insgesamt weniger Substrat gearbeitet wurde, also auch weniger Untersuchungsmaterial zur Verfügung stand. Zu Versuchsbeginn wurden je 4 Röhrchen pro Variante und Untersuchungstermin mit je 10g Substrat bereitgestellt. An jedem Untersuchungstermin wurden 4 Röhrchen entnommen, daraus eine Mischprobe hergestellt. Aus dieser Mischprobe wurden jeweils folgende Substratmengen für die Untersuchungen benötigt:

5g	Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität
10g	Keimzahl-Bestimmungen
10g	pH-Messung
2,5g	Nitrat-Analyse
5g	Trockengewicht bzw. Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit, Bestimmung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff
10g	Überlebensrate (nur Versuch V)

4.9 Statistische Auswertung

Die im zeitlichen Verlauf erhobenen Daten wurden auf ihre Normalverteilung hin überprüft. Dazu wurden der **Kolmogorov-Smirnov-Test** (KÖHLER ET AL. 1984, KREYSZIG 1982) und der **Shapiro-Wilk-Test** durchgeführt, wobei der Shapiro-Wilk-Test für kleine Stichprobenumfänge besser geeignet ist, als der Kolmogorov-Smirnov-Test. Es stellte sich heraus, dass die Ergebnisse der meisten Messreihen normalverteilt waren (siehe Tab. 29, 30). Dies trifft jedoch nicht auf alle gemessenen Parameter sämtlicher Varianten aller Versuche zu. Bei einigen Versuchen waren die Ergebnisse der Atmungsmessung nur dann normalverteilt, wenn die ersten Wochen bei der Auswertung keine Berücksichtigung fanden. Verteilungsfreie Verfahren empfehlen sich deshalb, um alle Daten bei der Auswertung berücksichtigen zu können bzw. um ein einheitliches Verfahren auf alle Daten anwenden zu können.

In den Boxplots werden Median, Spannweite (Minimum, Maximum), Interquartilbereich und eventuelle „Ausreißer“ wiedergegeben, da die Berechnung von Mittelwert und Standardabweichung streng genommen eine Normalverteilung voraussetzt. Der Median ist gegenüber „Ausreißern“ unempfindlicher als das arithmetische Mittel. In den Übersichtstabellen (Tab. 11, 12, 15-28) werden jedoch Mittelwerte angegeben, da dies gebräuchlicher erscheint.

Zum Vergleich der Messergebnisse einzelner Parameter wurde bei zwei Varianten oder zum paarweisen Vergleich bei mehr als zwei Varianten der verteilungsfreie, nicht parametrische **Wilcoxon-Test für Paardifferenzen** verwendet (KÖHLER ET AL. 1984, LORENZ 1988, DUNGER UND FIEDLER 1997). Die unterschiedlichen Messergebnisse im zeitlichen Verlauf wurden dabei als Stichprobe betrachtet. Der Wilcoxon-Test beantwortet die Frage, ob die Mediane zweier verbundener Stichproben signifikant verschieden sind bzw. ob zwei verbundene Stichproben aus der gleichen Grundgesamtheit stammen. Er berücksichtigt sowohl Informationen über Vorzeichen der Differenzen als auch über die Größe der Differenzen zwischen den Paaren.

Zum simultanen Vergleich von mehr als 2 Varianten wurde der ebenfalls parameterfreie **Friedman-Test** (KÖHLER ET AL. 1984, LORENZ 1988) verwendet. Der Friedman-Test eignet sich für verbundene Stichproben und überprüft, ob es systematische Unterschiede zwischen den Ergebnissen der verschiedenen Varianten gibt.

Alle Ergebnisse des Wilcoxon-Tests für Paardifferenzen und des Friedman-Tests sind in Kapitel 10.4.2 im Anhang tabellarisch dargestellt. Die Tests erfolgten auf einem Signifikanzniveau von 95% (entsprechend 5% Fehlerwahrscheinlichkeit). Beide Tests wurden mit Hilfe von **SPSS Version 12.0.1** durchgeführt, ebenso die Erstellung der Boxplots.

Auch die Arbeitsgruppe „Bodenschutz“ der Arge Alpen-Adria empfiehlt den Wilcoxon-Test für Paardifferenzen und den Friedman-Test zum Test auf Unterschiede im zeitlichen Verlauf, obwohl es sich bei einer Reihe von Messungen im zeitlichen Verlauf streng genommen nicht um unabhängige Einzelmessungen handelt (<http://www.ist.supsi.ch/common/ALPE%20ADRIA/DOCS/Bodenbiologie-auf-Bdf.doc>).

Um zu überprüfen, ob es Korrelationen zwischen den verschiedenen untersuchten Parametern gibt, wurde der **Korrelationskoeffizient r nach Spearman berechnet**. Der Korrelationskoeffizient r gibt den Zusammenhang zwischen zwei Datensätzen an (SWOBODA 1974, KREYSZIG 1982). Korrelationskoeffizienten liegen zwischen -1 und +1. Je näher an 0 das Ergebnis liegt, umso geringer ist der Zusammenhang zwischen den Datensätzen. Bei einem Wert von +1 besteht ein streng positiver Zusammenhang, bei einem Wert von -1 ein streng negativer Zusammenhang zwischen den Datensätzen (LORENZ 1988).

Der Wert des Korrelationskoeffizienten hängt auch von der Anzahl der Wertepaare ab. Der kritische Wert für den Nachweis einer Korrelation ist aus Tab. 5 abzulesen. Die Mindestanzahl der benötigten Wertepaare beträgt 3.

Tab. 5: Kritische Werte für den Korrelationskoeffizienten r

Zahl der Wertepaare	Kritischer Wert für r Signifikanzniveau 95%
3	0,997
4	0,95
5	0,878
6	0,811
7	0,754
8	0,707
9	0,666

Es ist zu beachten, dass Korrelationskoeffizienten nur den numerischen Zusammenhang zwischen zwei Parametern wiedergeben. Kausalitäten können, müssen aber nicht vorliegen. Zwei Parameter können scheinbar miteinander korreliert sein, wenn sie beide von derselben Einflussgröße (die eventuell nicht bekannt ist) abhängen.

Zur Berechnung der Mittelwerte und der Korrelationskoeffizienten zwischen den unterschiedlichen Parametern wurde das Tabellenkalkulationsprogramm **Microsoft® Excel 2002** verwendet (ebenso wie zur Erstellung der Tabellen und Graphiken mit Ausnahme der Boxplots).

5 Ergebnisse

Die Ergebnisse werden in Kapitel 5 nach Parametern geordnet dargestellt. Ein nach Versuchen geordneter Überblick über die Ergebnisse findet sich im Anhang, in Kapitel 10.5. Alle Ergebnisse (Messungen bei Versuchsabschluss bzw. über den zeitlichen Verlauf gemittelt) sind in Tab. 11 (Versuche 1-13) bzw. Tab. 12 (Versuch I-X) übersichtlich zusammengestellt. Die Tabellen 15-28 im Anhang (Kapitel 10.3) geben einen Überblick über die Messergebnisse der Parameter im Einzelnen.

5.1 Überlebensrate der Tiere

Die Individuenzahl der Tiere in den Versuchsansätzen ist ein entscheidender Faktor für das Verständnis und die Interpretation der im Folgenden im Einzelnen dargestellten Untersuchungsergebnisse. Der Zahl der zu Versuchsbeginn eingesetzten Tiere wird in Tab. 6 die Zahl der Tiere bei Versuchsabschluss gegenübergestellt.

Tab. 6: Überlebensrate der Collembolen

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen/ 100g Substrat (TG)	bei Versuchsabschluss aufgefundene Collembolen pro Versuchsgefäß	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat (TG)	durchschnittlicher Milben-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat (TG)
2	Weckgläser	LUFA 2.1	146	nur Boden	0/0/1	0,1	0,0
				167 F. c.	22/2/8	3,6	13,8
				333 F. c.	46/1/0	5,2	16,9
3	Weckgläser	LUFA 2.1	147	nur Boden	0/0/0/12	1,0	0,0
				167 F. c.	0/9/0/14	1,9	0,0
				333 F. c.	0/14/10/0	2,0	0,1
4	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	11	nur Boden	0/0/0/1	0,5	1,0
				100 F.c.	14/23/5/34	38,0	1,0
				200 F. c.	27/23/16/19	42,5	0,0
				nur Boden/ 0,5g Luzerne	0/0/0/0	0,0	0,0
				100 F.c./0,5g Luzerne	55/532/480/78	572,5	0,0
				200 F.c./0,5g Luzerne	109/450/562	747,3	0,0
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	97	nur Boden	0/0	0,0	0,0
				17 F. c.	5/2	1,2	20,0
				33 F. c.	21/5	4,3	11,3
				67 F. c.	1/0	0,2	9,0
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	102	nur Boden	0/0/0/0	0,0	0,0
				80 F. c.	24/0/6/16	23,0	5,5
				200 F. c.	2/13/0/6	10,5	0,5
				400 F. c.	30/2/0/5	18,5	1,0
				autoklaviert	0/0/0	0,0	0,0
				autoklaviert/ 200 F. c.	47/0/20	44,7	0,0
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	nur Boden	20/38/12	17,5	2,0
				20 F. c.	13/31	22,0	0,5
				50 F. c.	29/25/14	22,7	1,3
				100 F. c.	39/5/23	22,3	4,3
V	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	64	autoklaviert/ Beimpfung mit <i>Hyphopichia burtonii</i>	0	0,0	0,0
				autoklaviert/ Beimpfung mit <i>Hyphopichia burtonii</i> /50 F.c.	89	890,0	40,0

In den Versuchsansätzen ohne Zugabe organischen Materials wurden bei Versuchsabschluss deutlich weniger Tiere aufgefunden, als eingesetzt worden sind. Bei Zugabe organischen Materials zum Versuchssubstrat (Versuch 4) waren die Tierdichten bei Versuchsabschluss im Gegensatz dazu deutlich höher. Die Zahlen in diesen Versuchsansätzen überstiegen die Zahlen der zu Versuchsbeginn eingesetzten Tiere um ein Vielfaches.

Es zeigte sich auch, dass sich in autoklaviertem Substrat nach Tierbesatz höhere Individuenzahlen entwickelten, als in nicht autoklaviertem Substrat (Versuch 6). In autoklaviertem, dann mit *Hyphopichia burtonii* beimpftem Substrat (Versuch V) entwickelten sich nach Collembolenbesatz deutlich höhere Collembolendichten als in autoklaviertem, nicht beimpftem Substrat.

Auch in Versuchsgefäßen, in die keine Collembolen eingesetzt worden waren (insbesondere bei Versuch 8), waren bei Versuchsabschluss Collembolen zu finden. Daneben wurden auch Vertreter weiterer Tierarten festgestellt. Auffällig ist dabei die Zahl der Milben. In einzelnen Proben wurden auch Blattläuse und Thysanopteren gefunden.

5.2 Gesamtkeimzahl

Eine Bestimmung der Gesamtkeimzahl erfolgte bei insgesamt 17 Versuchen, davon waren 7 Langzeitversuche in Weckgläsern oder Röhren, 10 waren Reagenzglasversuche. Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 15 und 16.

5.2.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

Bei **Versuch 6** (siehe Abb. 4) wurde die Gesamtkeimzahl bei Beginn sowie nach Beendigung der Atmungsmessungen ermittelt, entsprechend **60 beziehungsweise 102 Tage nach Versuchsbeginn**. Zusätzlich zur Untersuchung des standardisiert vorbehandelten Braunschweiger BBA-Bodens (siehe 2.3) wurde 102 Tage nach Versuchsbeginn die Gesamtkeimzahl eines **autoklavierten** Versuchsansatzes mit bzw. ohne Besatz mit 100 *F. candida* untersucht. Versuch 6 wurde in Röhren bei permanenter Belüftung durchgeführt.

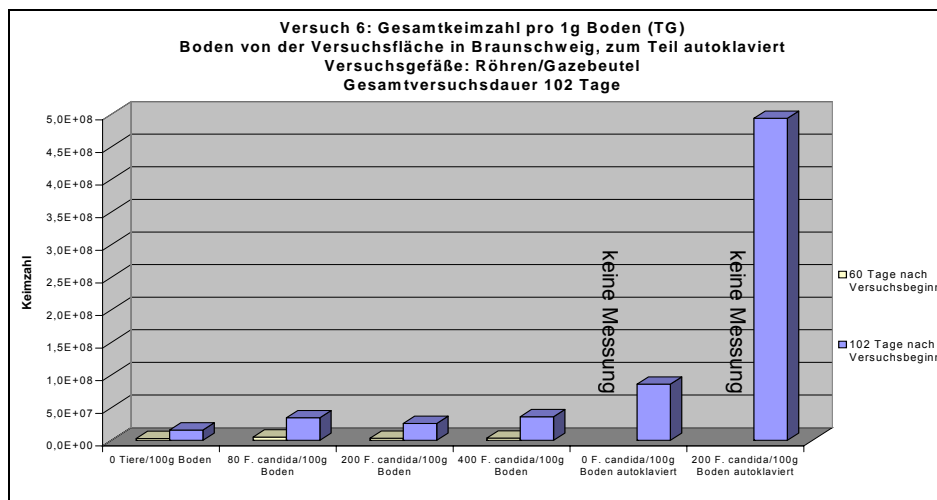


Abb. 4: Gesamtkeimzahl Versuch 6

102 Tage nach Versuchsbeginn war die Gesamtkeimzahl in allen Varianten höher als nach 60 Tagen. An beiden Terminen war die Gesamtkeimzahl in den tierbesetzten Varianten gegenüber der tierfreien Variante erhöht, nach 60 Tagen mit einem Maximum beim Besatz mit 80 *F. candida* in 100g Substrat, nach 102 Tagen in der Variante 400 *F. candida* in 100 g Substrat. Beim Vergleich der autoklavierten und nicht autoklavierten tierfreien Versuchsansätze war nach 102 Tagen Versuchsdauer die Gesamtkeimzahl im autoklavierten Ansatz höher als in der nicht autoklavierten Variante. In der autoklavierten Variante mit 200 *F. candida* in 100g Substrat war die Gesamtkeimzahl gegenüber der tierfreien autoklavierten Variante um mehr als das Fünffache erhöht, gegenüber der nicht autoklavierten Variante mit ebenfalls 200 Tieren war sie fast verzwanzigfacht.

Bei den **Versuchen 7-12** wurde die Gesamtkeimzahl **nach Beendigung der Atmungsmessungen**, also nach unterschiedlicher Gesamtversuchsdauer bestimmt.

Die Tiere veränderten in nicht autoklaviertem Substrat, das nicht mit einem Bodenpilz beimpft wurde, die Gesamtkeimzahl nicht eindeutig. Bei einigen Besatzdichten wurde eine erhöhte Gesamtkeimzahl festgestellt, bei anderen eine erniedrigte. Der Effekt war unterschiedlich bei unterschiedlichem Substrat und bei unterschiedlicher Versuchsdauer.

Bei **Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche** ohne Zusatz organischer Substanz fand sich nach 62 Tagen Versuchsdauer (Versuch 8, Röhren, Abb. 6) die höchste Gesamtkeimzahl in der Variante ohne Tiere, nach 82 Tagen (Versuch 12, Röhren, Abb. 8) bei Besatz mit 200 *F. candida*, nach 88 Tagen (Versuch 11, Weckgläser, Abb. 7) bei 167 Tieren und nach 186 Tagen (Versuch 7, Weckgläser, Abb. 5) bei Besatz mit 200 *F. candida*. Die entsprechenden Minima fanden sich nach 62 Tagen bei Besatz mit 20 *F. candida* (Ver-

such 8), nach 82 und 88 Tagen in den tierfreien Varianten (Versuche 12 und 11), nach 186 Tagen bei Besatz mit 100 Tieren (Versuch 7).

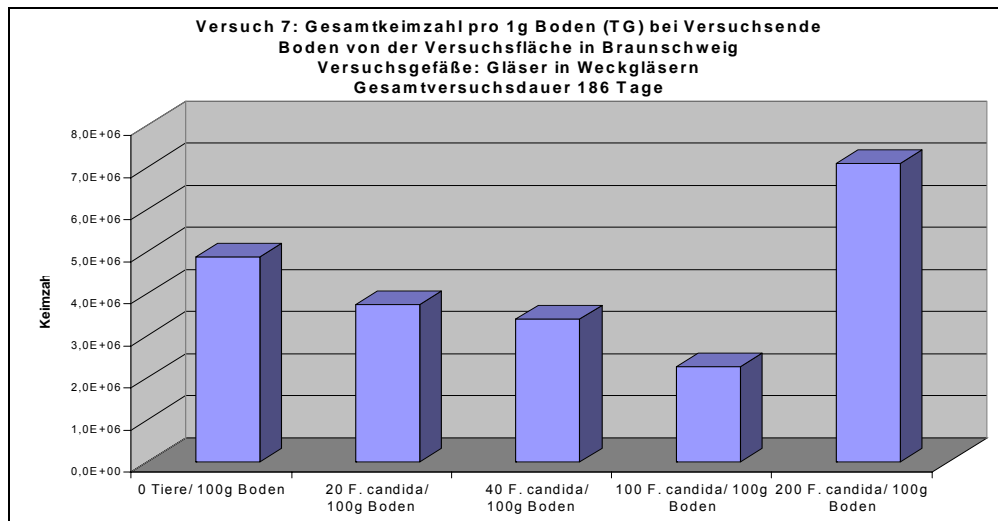


Abb. 5: Gesamtkeimzahl Versuch 7

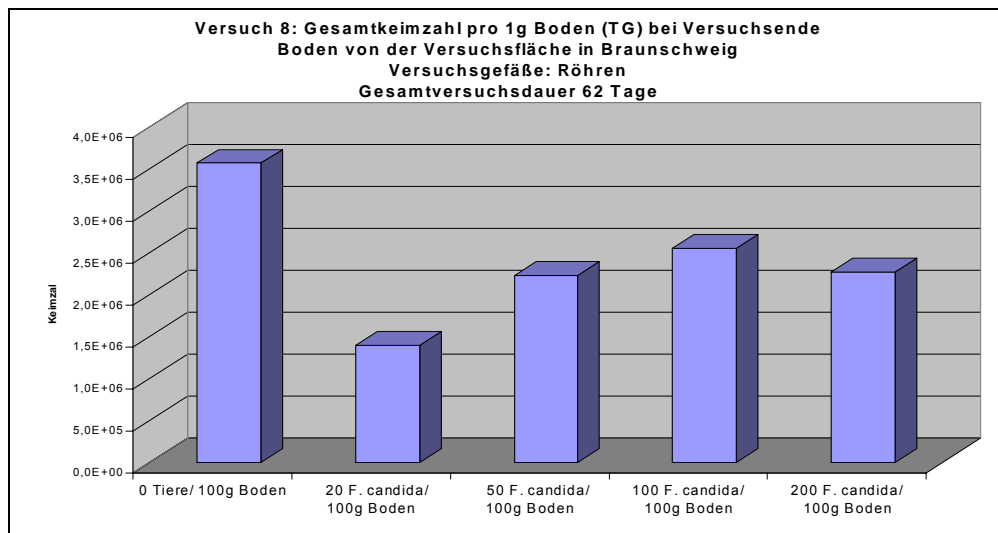


Abb. 6: Gesamtkeimzahl Versuch 8

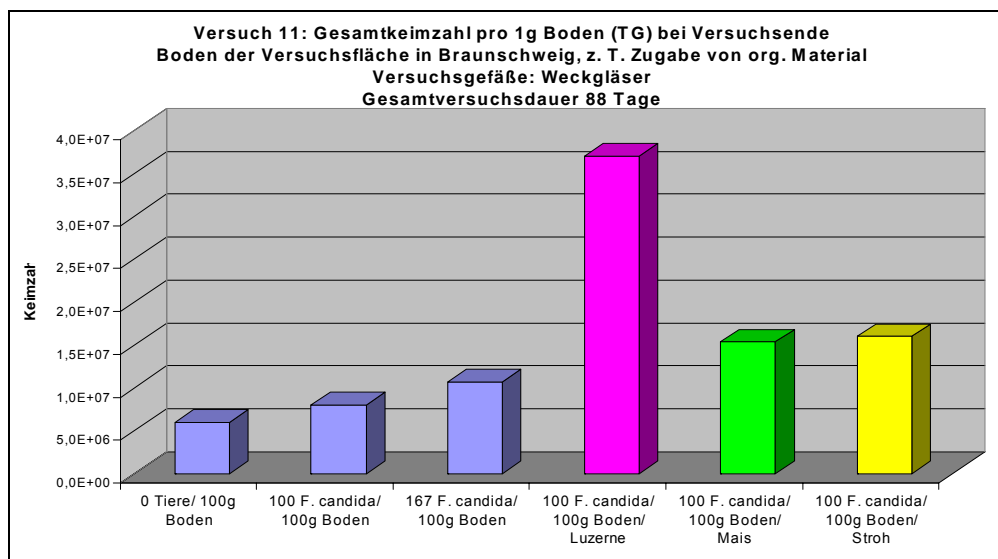


Abb. 7: Gesamtkeimzahl Versuch 11

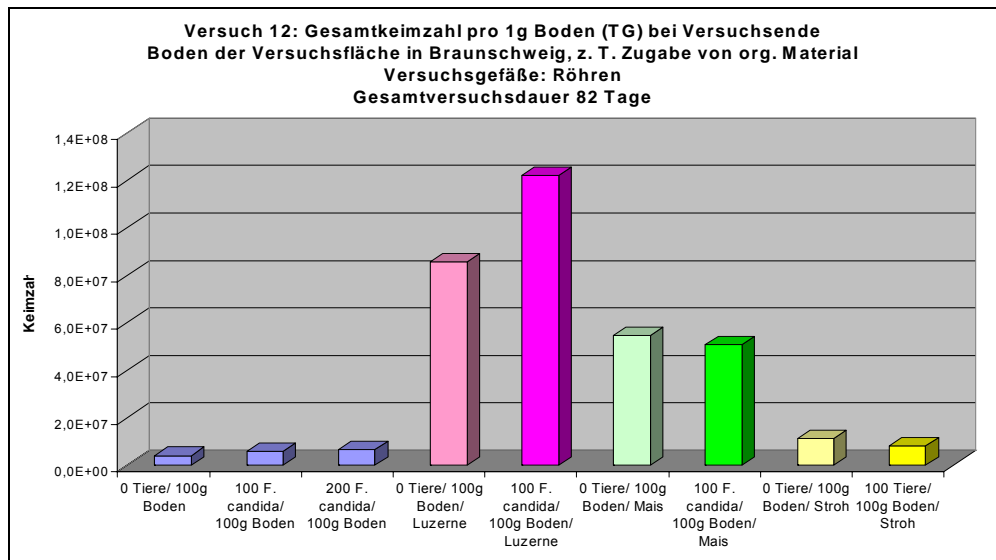


Abb. 8: Gesamtkeimzahl Versuch 12

In den mit **Stroh, Luzerne und Maisblatt** angereicherten Versuchssubstraten (Versuch 11, Weckglasversuch, Abb. 7 und Versuch 12, Röhrenversuch, Abb. 8) zeigte sich eine Erhöhung der Gesamtkeimzahl gegenüber den Varianten ohne Zusatz organischen Materials. In Versuch 11 führte Zugabe von Stroh und Maisblatt zu einer Erhöhung auf das 2,5-fache, Zugabe von Luzerne zu einer Versechsfachung. In Versuch 12 erhöhte sich die Gesamtkeimzahl bei Zugabe von Stroh, Maisblatt und Luzerne ebenfalls stark, und zwar um die Faktoren 3, 5 und 8, betrachtet man nur die tierfreien Versuchsansätze. Einsatz von Collembolen führte in Versuch 12 in der Variante ohne Zusatz organischen Materials sowie bei Luzernezusatz zu einer Erhöhung der Gesamtkeimzahl. Bei Mais- und Stroh-Zugabe führte Tierbesatz zu einer Erniedrigung der Gesamtkeimzahl.

Beide Langzeitversuche mit dem **Substrat aus Sickte** wurden in Röhren durchgeführt. Die höchste Gesamtkeimzahl fand sich nach 148 Tagen Versuchsdauer (Versuch 10, Abb. 10) in der Variante mit 10 *F. candida*, nach 156 Tagen (Versuch 9, Abb. 9) in der Variante mit 50 *F. candida*. Die niedrigsten Gesamtkeimzahlen fanden sich nach 148 Tagen (Versuch 10) bei Besatz mit 200 Tieren, nach 156 Tagen (Versuch 9) in den Varianten mit 20 und 200 *F. candida*.

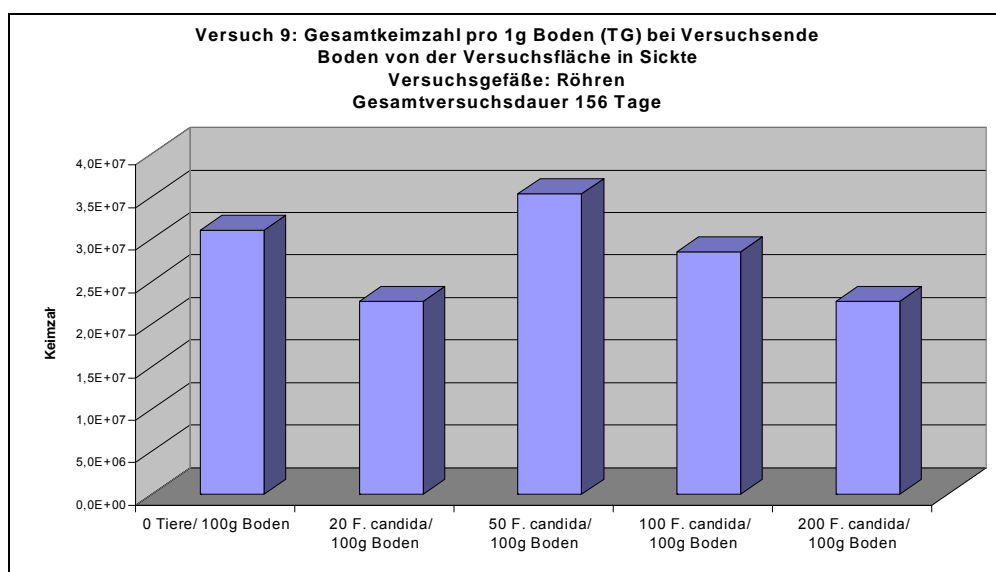


Abb. 9: Gesamtkeimzahl Versuch 9

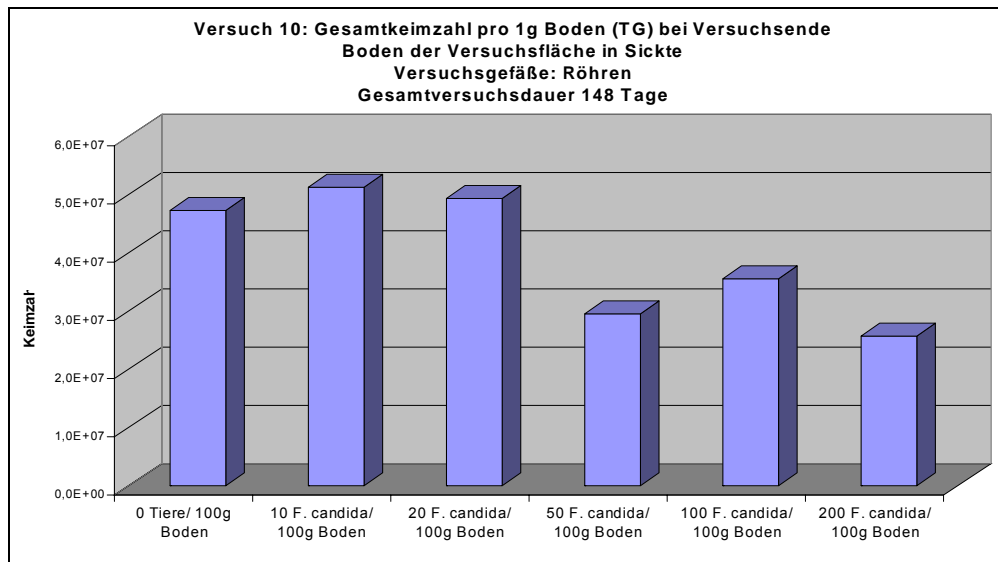


Abb. 10: Gesamtkeimzahl Versuch 10

5.2.2 Reagenzglasversuche

Bei den **Reagenzglasversuchen** (Versuche I-X) wurde die Gesamtkeimzahl **wöchentlich** bestimmt. Das Substrat wurde mit den Bodenpilzen *Hyphopichia burtonii* oder *Verticillium nigrescens* beimpft. Die Versuchsansätze I, II, III, V und IX wurden vorab autoklaviert.

A. nicht autoklavierte Ansätze

In **Versuch IV** (Abb. 11) wurde Substrat 2.1 von der LUFA ohne vorheriges Autoklavieren mit dem Bodenpilz *Verticillium nigrescens* beimpft. Ohne Tierbesatz stieg die Gesamtkeimzahl innerhalb der ersten 3 Wochen an und sank dann wieder ab. Mit 50 *F. candida*/100g Substrat war die Gesamtkeimzahl nach einer Woche gegenüber der Kontrolle um den Faktor 7 erhöht, sank dann etwas ab und stieg schließlich wieder an. An 5 der 6 Probenahmeterminen war die Gesamtkeimzahl mit Tierbesatz höher als ohne Tierbesatz. Der Unterschied im Gesamtverlauf war signifikant.

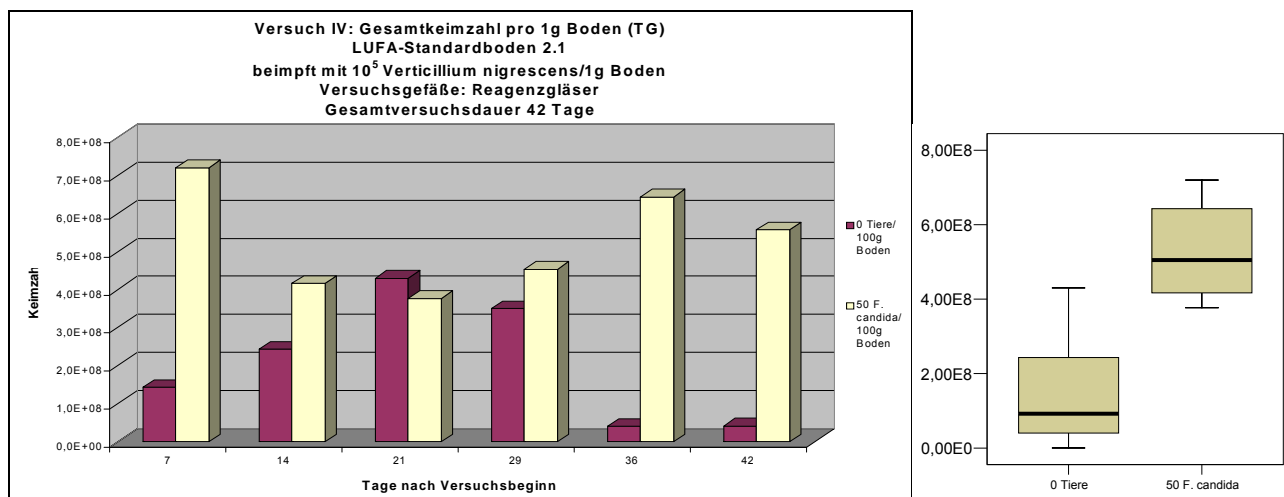


Abb. 11: Gesamtkeimzahl Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

Für **Versuch VI** (Abb. 12) wurde ebenfalls Substrat 2.1 der LUFA eingesetzt. Dieses wurde ohne vorheriges Autoklavieren mit *Hyphopichia burtonii* beimpft. Die Graphik zeigt ein sehr ähnliches Ergebnis wie bei Versuch IV. Auch hier ergaben sich ein Anstieg und ein anschließender starker Abfall der Gesamtkeimzahl bei der tierfreien Variante. Bei der Variante mit 50 *F. candida* erfolgte der Anstieg der Gesamtkeimzahl zu Versuchsbeginn etwas

schwächer, war dafür aber nachhaltiger. Insgesamt unterschied sich die Gesamtkeimzahl nicht signifikant von den Ansätzen ohne Tiere.

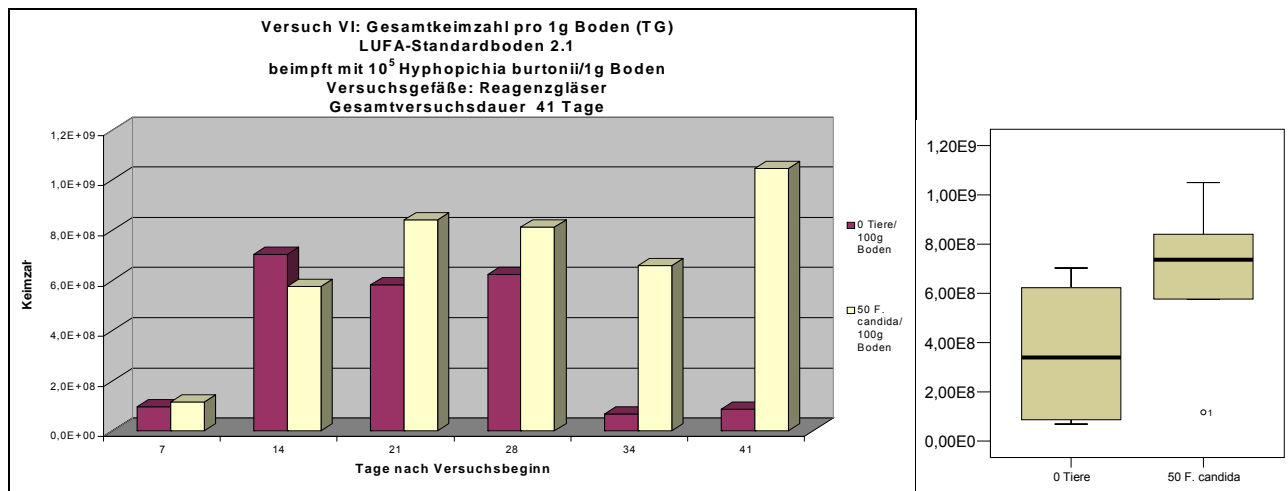


Abb. 12: Gesamtkeimzahl Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

Bei **Versuch VII** (Abb. 13) handelte es sich um einen Versuch mit Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit *Verticillium nigrescens*. An 4 der 6 Versuchstermine zeigte die tierbesetzte Variante eine höhere Gesamtkeimzahl. Nach 14 Tagen zeigt die tierfreie Variante, nach 29 Tagen die tierfreie Variante jeweils einen ungewöhnlich hohen Peak (Keimzahlen $3 \cdot 10^9$ bzw. $4,5 \cdot 10^9$), der nicht mit ähnlichen Effekten in den anderen Versuchen vergleichbar ist. Insgesamt war der Unterschied zwischen den Ansätzen mit und ohne Tiere nicht signifikant.

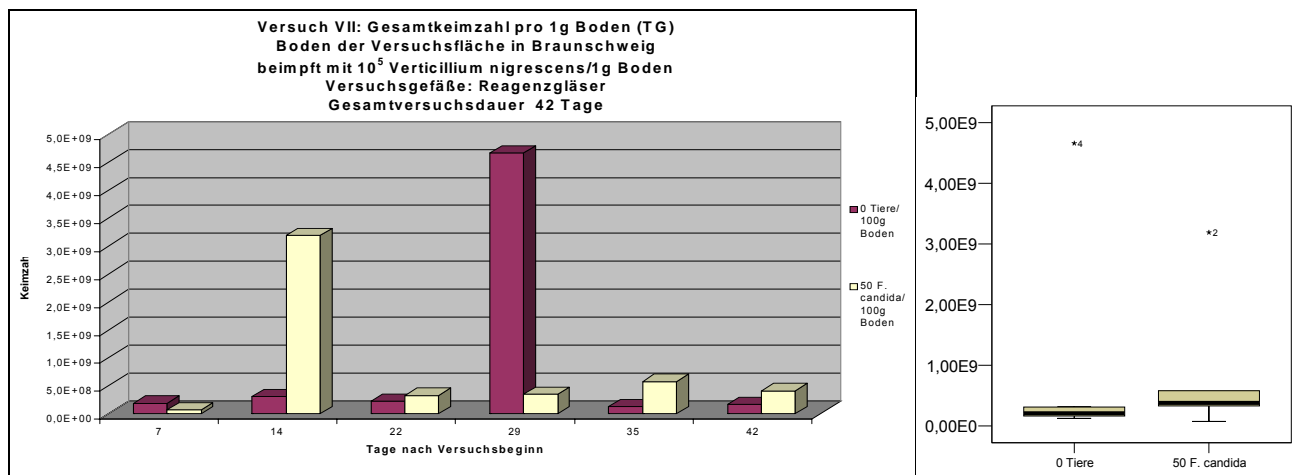


Abb. 13: Gesamtkeimzahl Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

In **Versuch VIII** (Abb. 14) wurde der Effekt von jeweils 50 *F. candida*/100g Boden in nicht autoklaviertem Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche untersucht, welches mit **organischem Material** angereichert und mit *H. burtonii* beimpft wurde. Bei Luzernezugabe zeigte sich nach 14 Tagen eine Verminderung, nach 7, 21, 30, 37 und 44 Tagen eine deutliche Zunahme der Gesamtkeimzahl in der Collembolen-Variante gegenüber den Ansätzen ohne Tiere. Bei Maiszugabe zeigte sich nach 7 und 14 Tagen eine Verringerung, nach 21, 30, 37 und 44 eine Erhöhung der Gesamtkeimzahl durch *F. candida*. Bei Strohzugabe zeigte sich am ersten Termin eine Verminderung, bei allen Folgeterminen eine Erhöhung der Gesamtkeimzahl durch die Tiere. Die Tiere verursachten nur in den Varianten mit Luzerne oder Stroh einen signifikanten Unterschied hinsichtlich der Gesamtkeimzahl. Vergleicht man die Effekte der Substratzusätze, war nur der Unterschied zwischen Mais- und Strohzugabe in den tierfreien Ansätzen signifikant.

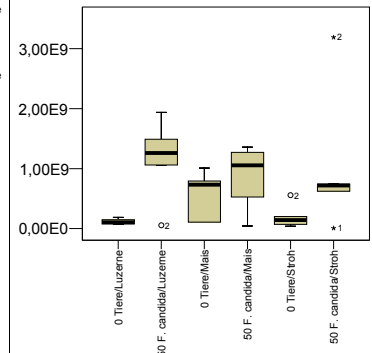
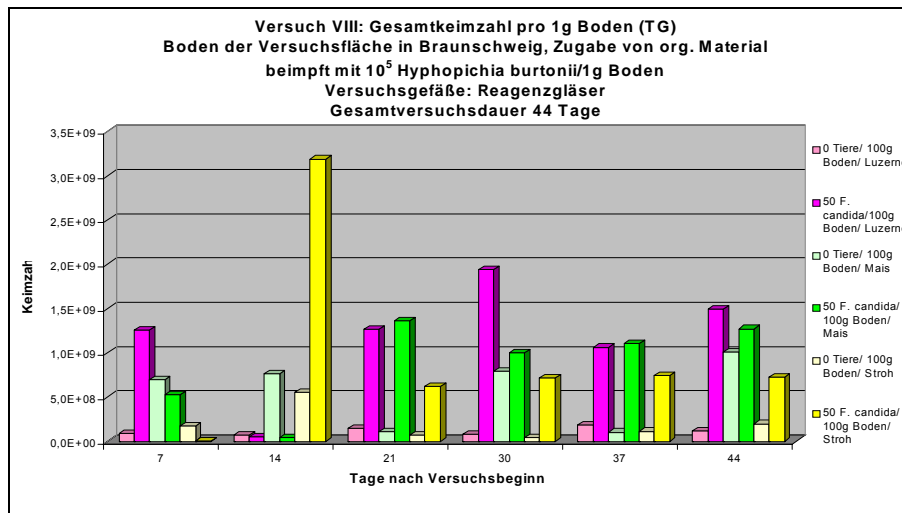


Abb. 14: Gesamtkeimzahl Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

In **Versuch X** (Abb. 15) wurde der Effekt der Collembolenarten *Sinella coeca* und *Xenylla corticalis* verglichen. Auch hier wurde Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche ohne vorheriges Autoklavieren mit dem Bodenpilz *H. burtonii* beimpft. An 5 Terminen wurde die Gesamtkeimzahl durch *S. coeca* erniedrigt, an einem Termin (nach 23 Tagen) erhöht. Durch *X. corticalis* zeigte sich an 4 Terminen eine leichte Erhöhung der Gesamtkeimzahl, an einem Termin war die Gesamtkeimzahl unverändert, an einem Termin vermindert. Der Einfluss von *Sinella coeca* war gegenüber den Ansätzen ohne Tiere signifikant, der von *Xenylla corticalis* nicht. Der Unterschied zwischen beiden Arten war ebenfalls nicht signifikant.

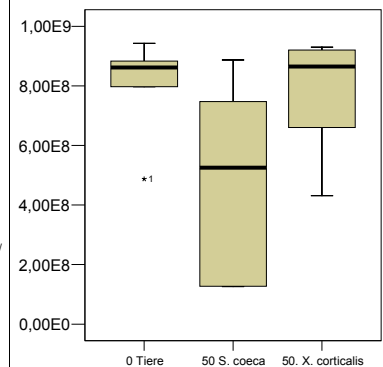
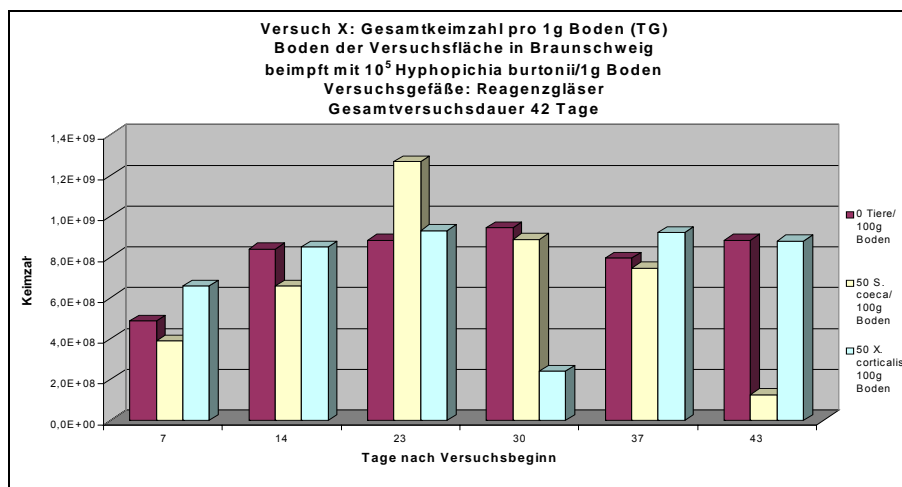


Abb. 15: Gesamtkeimzahl Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

B. autoklavierte Ansätze

In allen autoklavierten Versuchsansätzen ohne Tiere zeigte sich über die gesamte Versuchsdauer eine äußerst geringe Gesamtkeimzahl.

Die Gesamtdauer von **Versuch V** (Abb. 16) betrug 64 Tage. Das Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche wurde mit *Hyphopichia burtonii* beimpft. Während der gesamten Versuchsdauer wurde in der Variante mit 50 *F. candida*/100g Boden ein fortlaufender deutlicher Anstieg der Gesamtkeimzahl beobachtet. In der tierfreien Variante blieb die Gesamtkeimzahl gering. Über die gesamte Zeit betrachtet war der Unterschied der Gesamtkeimzahl mit und ohne Tierbesatz signifikant.

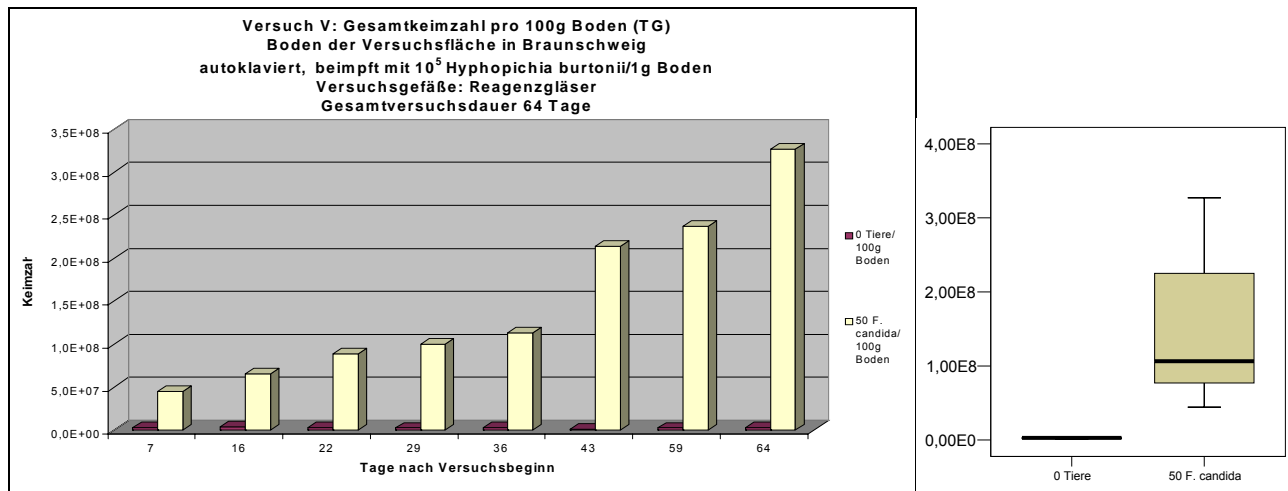


Abb. 16: Gesamtkeimzahl Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

Ein ganz ähnliches Ergebnis zeigte sich bei **Versuch I** (Abb. 17) bei einer Gesamtversuchsdauer von 42 Tagen und Einsatz von 50 *F. candida* (ebenfalls Braunschweiger Substrat, autoklaviert und mit *H. burtonii* beimpft). Die Gesamtkeimzahl war gegenüber Versuch V allerdings schon nach der ersten Versuchswoche mehr als verdoppelt. Dieser Faktor erhöhte sich noch. Nach 6 Wochen Versuchsdauer war die Gesamtkeimzahl gegenüber Versuch V sogar fast vervierfacht. Der Unterschied mit und ohne Tierbesatz war laut Wilcoxon-Test signifikant.

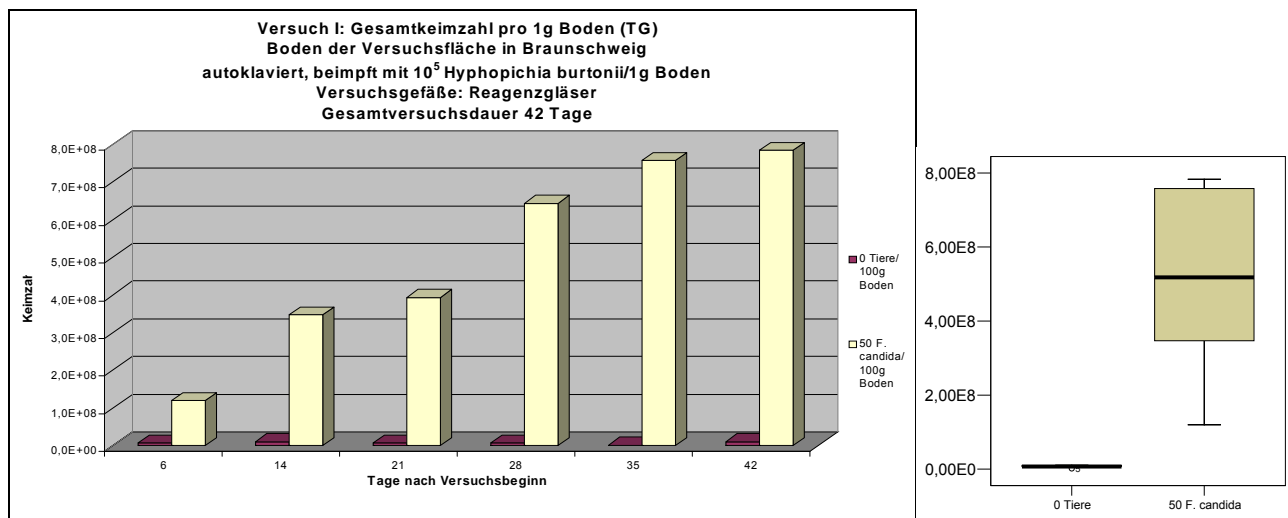


Abb. 17: Gesamtkeimzahl Versuch I

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

Versuch II (Abb. 18) zeigte nochmals ein ganz ähnliches Ergebnis bei Verwendung des Versuchssubstrates aus Sickte, ebenfalls autoklaviert und mit *H. burtonii* beimpft. Die Gesamtkeimzahl stieg stärker als beim Braunschweiger Boden an. Bei Einsatz von *P. minuta* zeigte sich sogar ein noch stärkerer Anstieg der Gesamtkeimzahl als bei Einsatz von *F. candida*. Einsatz beider Arten führte über die gesamte Versuchsdauer betrachtet zu einem signifikanten Unterschied gegenüber der tierfreien Variante. Auch zwischen beiden Arten war der Unterschied signifikant.

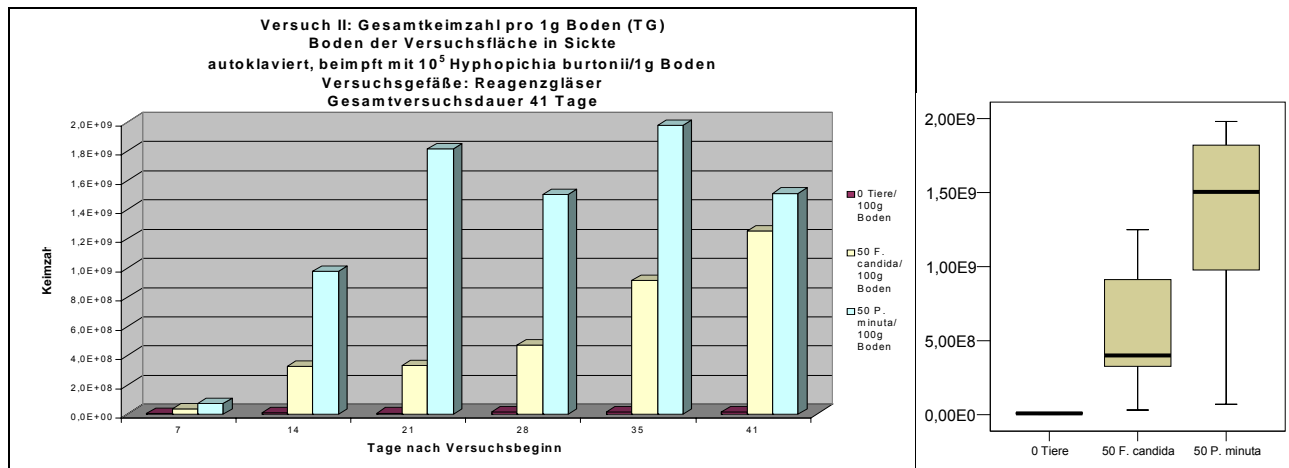


Abb. 18: Gesamtkeimzahl Versuch II

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

In **Versuch III** (Abb. 19) wurden die beiden Substrate direkt miteinander verglichen (beide autoklaviert und mit *H. burtonii* beimpft). Bei beiden Substraten blieb ohne Tierbesatz die Gesamtkeimzahl über die gesamte Versuchsdauer gering ($2\text{--}19 \cdot 10^6/\text{g}$ Substrat bzw. $1\text{--}30 \cdot 10^6/\text{g}$ Substrat).

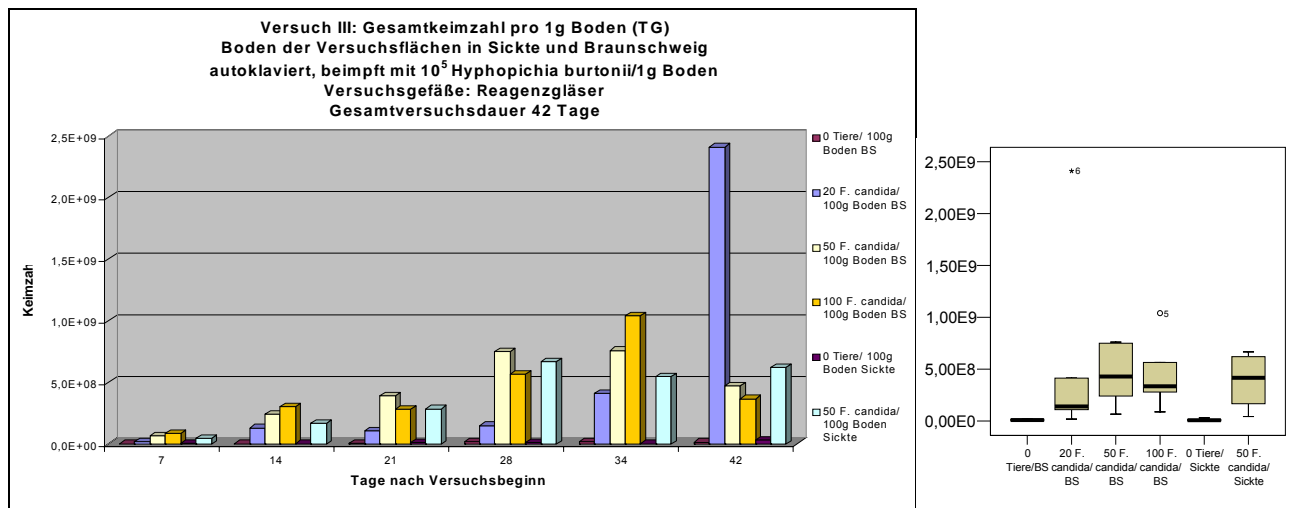


Abb. 19: Gesamtkeimzahl Versuch III

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

Beim Braunschweiger Substrat war bei den Varianten mit 20, 50 und 100 *F. candida* die Gesamtkeimzahl während der Versuchsdauer zunehmend erhöht, wobei nach 7, 14 und 34 Tagen die Variante mit 100 Tieren/10g Substrat die höchste Keimzahl aufwies, nach 21 und 28 Tagen die Variante mit 50 Tieren und nach 42 Tagen die Variante mit nur 20 Tieren. Bei niedrigeren Tierbesatzzahlen war der Effekt der Gesamtkeimzahlerhöhung also später, dafür aber deutlicher festzustellen. Der Unterschied zwischen der Variante ohne und den Varianten mit 20, 50 oder 100 Tieren war in allen Fällen signifikant. Der Unterschied zwischen 20 und 50, 20 und 100 sowie 50 und 100 Tieren war nicht signifikant.

Auch im Sickter Boden war die Gesamtkeimzahl bei Besatz mit 50 *F. candida* signifikant erhöht. Die Erhöhung war etwas geringer als bei gleichem Tierbesatz im Braunschweiger Boden.

Der Unterschied zwischen dem Braunschweiger und dem Sickter Substrat war nicht signifikant.

In **Versuch IX** (Abb. 20 und 21) wurde das Braunschweiger Versuchssubstrat autoklaviert, dann wurde eine Suspension des Bodenpilzes *H. burtonii* mit einer Pipette auf die Bodenoberfläche in den Reagenzgläsern geträufelt. Bei der Analytik wurde dann zwischen den Bodenschichten 0-2cm, 2-4cm und 4-6cm, entsprechend der Füllhöhe in den Reagenz-

gläsern, differenziert. 0-2cm stellte dabei die oberste, 4-6cm die unterste Bodenschicht dar. Während der gesamten Versuchsdauer zeigte sich, wie in den vorangegangenen Versuchen mit autoklaviertem Substrat, in den tierfreien Varianten eine sehr geringe Gesamtkeimzahl. In der Variante mit 50 *F. candida*/100g Substrat stieg die Keimzahl über die Versuchsdauer betrachtet an. Zunächst zeigte sich eine bakterielle Besiedlung der obersten Bodenschicht, dann der mittleren, schließlich der untersten Bodenschicht. Gegen Versuchsende war die Gesamtkeimzahl in der obersten Bodenschicht wieder etwas gesunken, am höchsten war sie in der mittleren Bodenschicht. Die einzelnen Bodenschichten innerhalb derselben Variante unterschieden sich, über die gesamte Versuchsdauer betrachtet, nicht signifikant. In 0-2cm und 4-6cm Tiefe war jedoch ein signifikanter Unterschied zwischen den Varianten mit und ohne Tiere festzustellen.

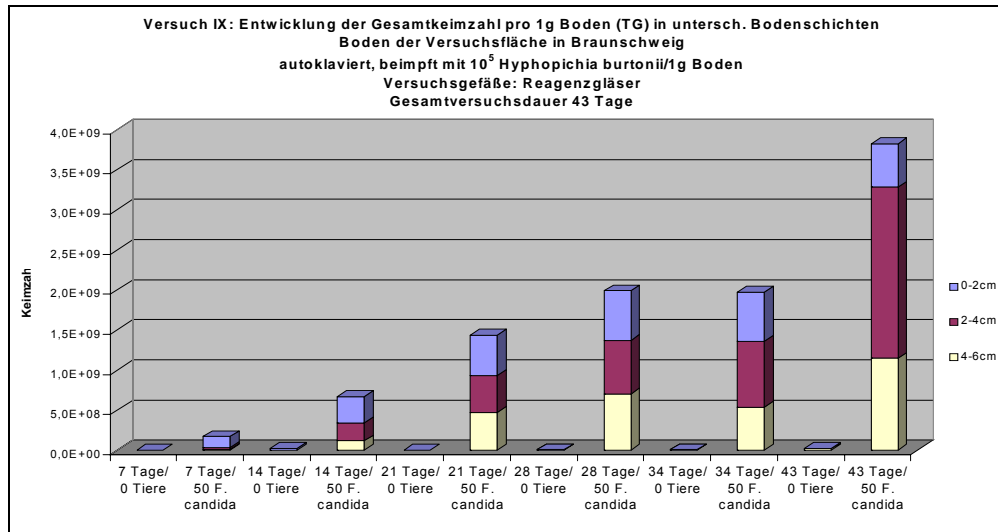


Abb. 20: Gesamtkeimzahl Versuch IX

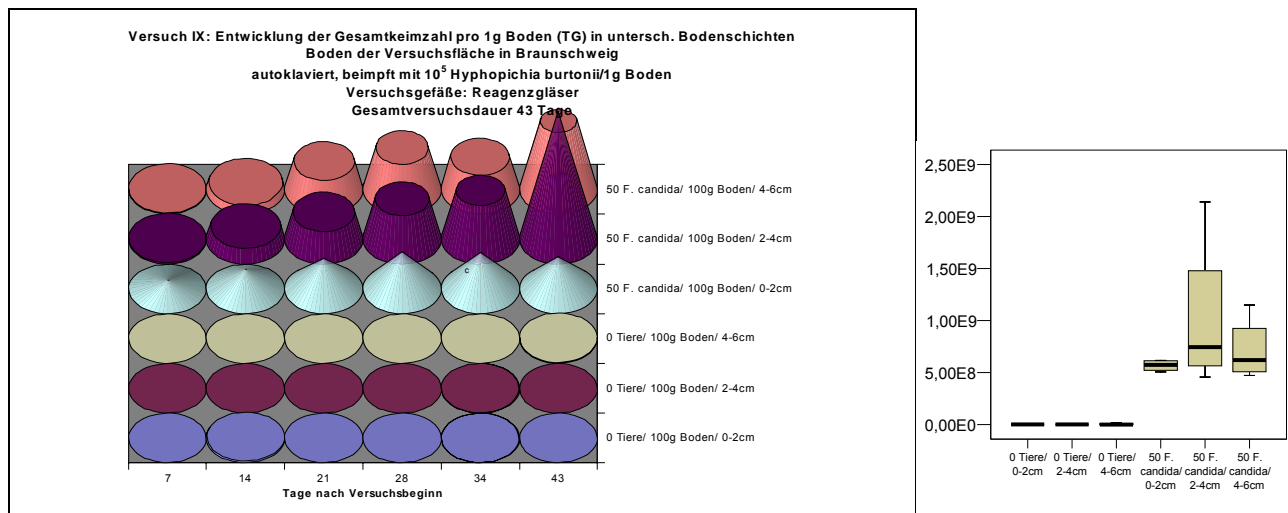


Abb. 21: Entwicklung der Gesamtkeimzahl Versuch IX

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Gesamtkeimzahl/g Substrat

5.3 Pilzkeimzahl

Eine Bestimmung der Pilzkeimzahl erfolgte, ebenso wie die Bestimmung der Gesamtkeimzahl, bei insgesamt 17 Versuchen, davon waren 7 Langzeitversuche in Weckgläsern oder Röhren, 10 waren Reagenzglasversuche. Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 17 und 18. Insgesamt ergab sich ein uneinheitliches Bild der Pilzkeimzahlentwicklung und des Einflusses der Tiere.

5.3.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

Bei **Versuch 6** (Abb. 22) wurde die Pilzkeimzahl, ebenso wie die Gesamtkeimzahl, bei Beginn sowie nach Beendigung der Atmungsmessungen ermittelt, entsprechend **60 beziehungsweise 102 Tage nach Versuchsbeginn**. Zusätzlich wurde 102 Tage nach Versuchsbeginn die Pilzkeimzahl eines **autoklavierten** Versuchsansatzes mit bzw. ohne Besatz von 200 *F. candida* untersucht. (Versuch 6 wurde in Röhren bei permanenter Belüftung mit Braunschweiger Substrat durchgeführt).

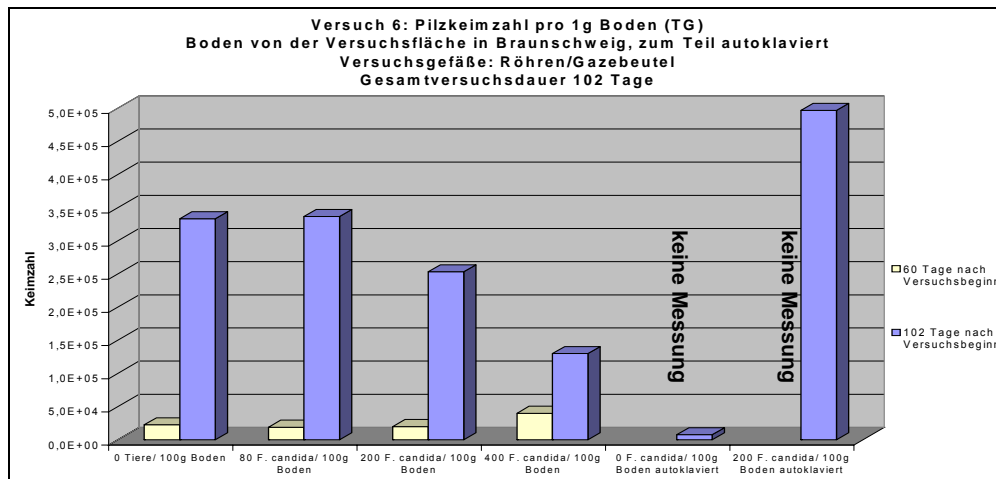


Abb. 22: Pilzkeimzahl Versuch 6

102 Tage nach Versuchsbeginn war die Pilzkeimzahl, ebenso wie die Gesamtkeimzahl, in allen Varianten höher als nach 60 Tagen.

Während sich der Tierbesatz mit 80 und 200 *F. candida* nach 60 Tagen kaum auf die Pilzkeimzahl ausgewirkt hat (leichte Erniedrigung von 22.500 auf 19.000 bzw. 20.000/1g Substrat), haben 400 Tiere die Pilzkeimzahl knapp verdoppelt (40.000/1g Substrat). Nach 102 Tagen war die Pilzkeimzahl ohne bzw. mit 80 Collembolen etwa gleich (333.000 bzw. 337.000/1g Substrat), bei 200 und 400 Collembolen zeigte sich eine Verminderung der Pilzkeimzahl gegenüber diesen Varianten (253.000 bzw. 130.000/1g Substrat). Beim Vergleich der autoklavierten und nicht autoklavierten tierfreien Versuchsansätze war auch noch nach 102 Tagen Versuchsdauer die Pilzkeimzahl im autoklavierten Ansatz deutlich geringer als in der nicht autoklavierten Variante. In der autoklavierten Variante mit 200 *F. candida* war die Pilzkeimzahl gegenüber der tierfreien autoklavierten Variante um das 65-fache erhöht, gegenüber der nicht autoklavierten Variante mit ebenfalls 200 Tieren war die Pilzkeimzahl etwa verdoppelt.

Bei den **Versuchen 7-12** wurde die Pilzkeimzahl **nach Beendigung der Atmungsmessungen**, also nach unterschiedlicher Gesamtversuchsdauer, bestimmt. Meist zeigte sich eine Erniedrigung der Pilzkeimzahl bei Tierbesatz. Die Effekte der verschiedenen Besatzdichten waren unterschiedlich bei unterschiedlichem Substrat und bei unterschiedlicher Versuchsdauer.

Bei Substrat von der **Braunschweiger Versuchsfläche** ohne Zusatz organischer Substanz fanden sich nach 62 und nach 82 Tagen Versuchsdauer (Versuch 8, Abb. 24 und Versuch 12, Abb. 26) die höchsten Pilzkeimzahlen in den Varianten ohne Tiere, nach 88 Tagen (Versuch 11, Abb. 25) bei 167 Tieren/100g Boden und nach 186 Tagen (Versuch 7, Abb. 23) bei Besatz mit 20 *F. candida* in 100g Boden. Die Minima der Pilzkeimzahlen fanden sich nach 62 Tagen in den Ansätzen mit 20 Tieren (Versuch 8), nach 82 Tagen bei 200 *F. candida* (Versuch 12), nach 88 und 186 Tagen bei 100 Collembolen/100g Substrat (Versuche 11 und 7).

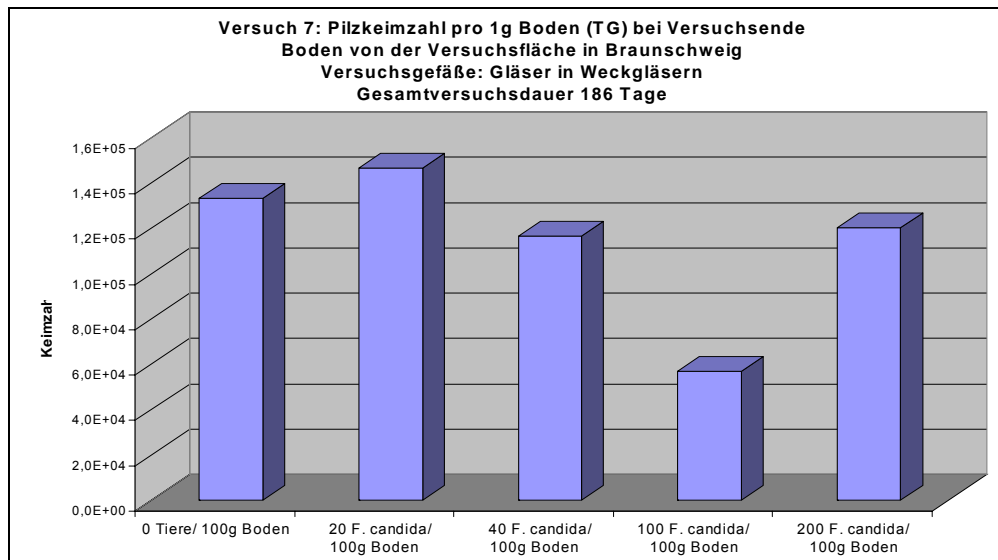


Abb. 23: Pilzkeimzahl Versuch 7

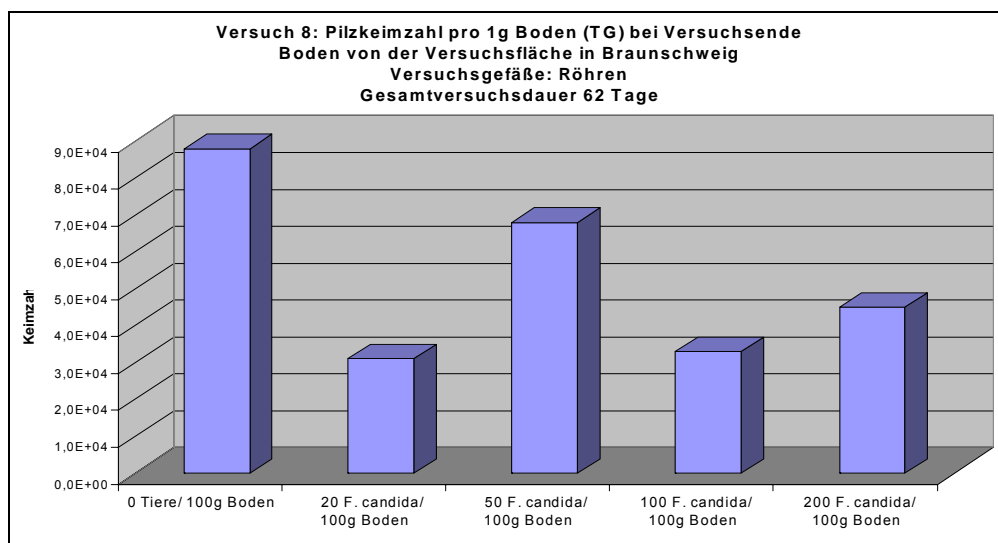


Abb. 24: Pilzkeimzahl Versuch 8

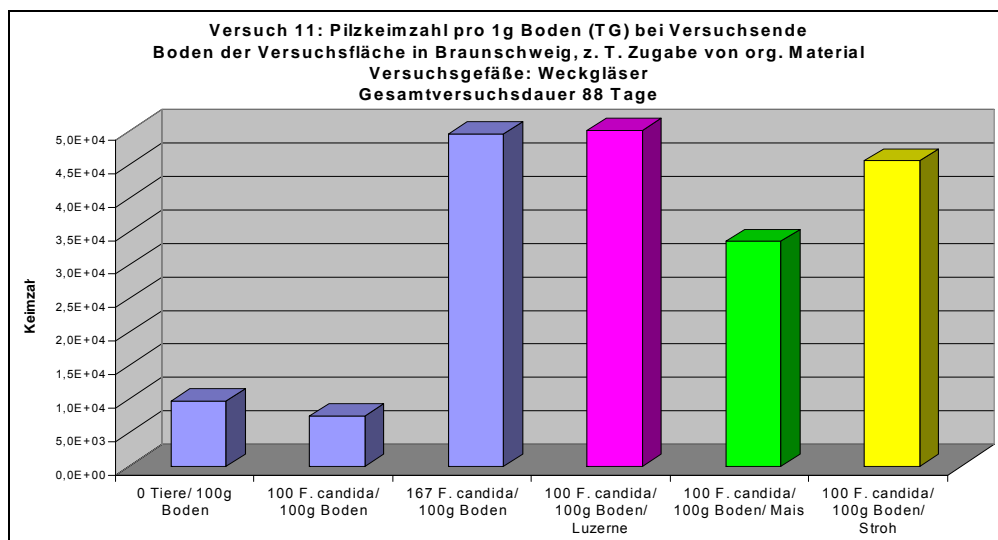


Abb. 25: Pilzkeimzahl Versuch 11

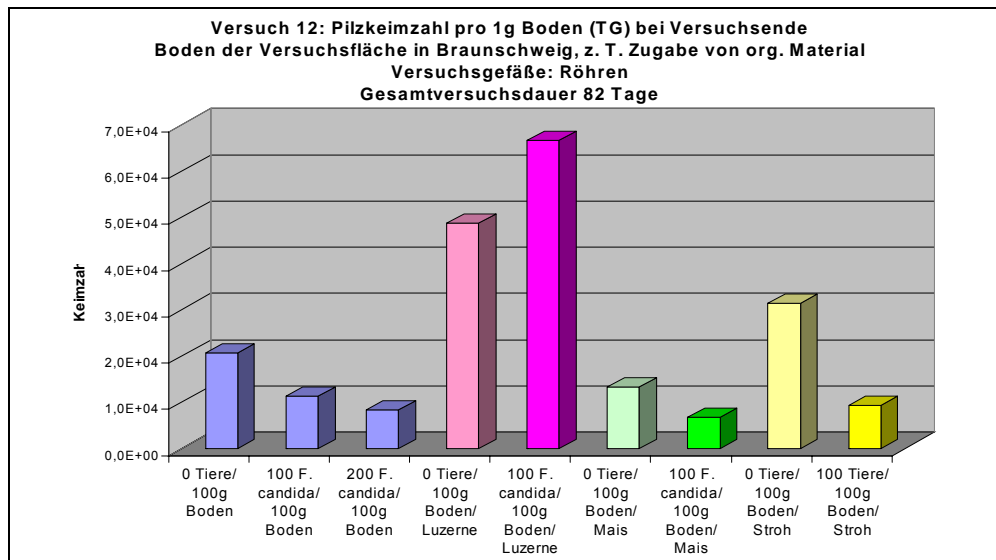


Abb. 26: Pilzkeimzahl Versuch 12

Im Rahmen der Versuche 11 und 12 (Abb. 25 und 26) wurden auch Versuchsansätze mit **Stroh-, Luzerne- und Maisblatt-Zugabe** untersucht. In Versuch 11 zeigte sich nach 88 Tagen Versuchsdauer eine stark erhöhte Pilzkeimzahl in den Varianten mit 100 Tieren und Beimengungen organischer Substanz gegenüber dem Ansatz mit 100 Tieren ohne Zugabe. Dabei zeigte Luzerne den stärksten Effekt, Maisblatt den geringsten. In Versuch 12 erhöhte sich die Pilzkeimzahl in den tierfreien Versuchsansätzen durch Zugabe von Stroh und Luzernemehl, wobei durch Luzerne der Effekt stärker war als durch Stroh. Maisblatt erniedrigte die Pilzkeimzahl. Bei Tierbesatz war die Pilzkeimzahl in den Ansätzen mit Maisblatt und Stroh gegenüber den tierfreien Varianten erniedrigt, im Ansatz mit Luzernemehl erhöht (jeweils 100 *F. candida*/100g Substrat).

Beim Substrat aus **Sicke** fand sich die höchste Pilzkeimzahl nach 148 Tagen Versuchsdauer (Versuch 10, Abb. 28) in der tierfreien Variante, nach 156 Tagen (Versuch 9, Abb. 27) in der Variante mit 20 *F. candida*. Die Minima der Pilzkeimzahlen fanden sich beim Besatz mit 200 Tieren (Versuch 10) bzw. 100 Tieren (Versuch 9).

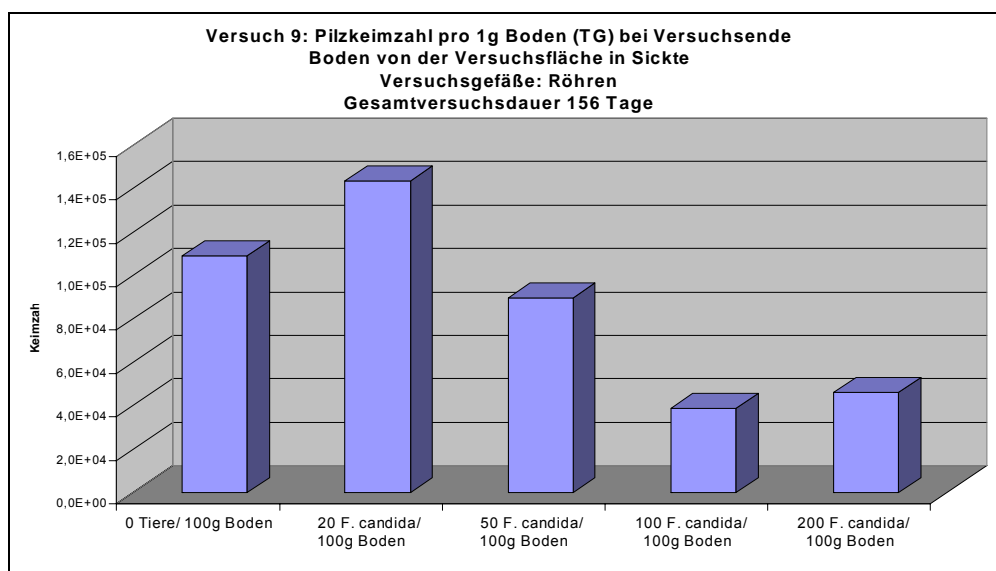


Abb. 27: Pilzkeimzahl Versuch 9

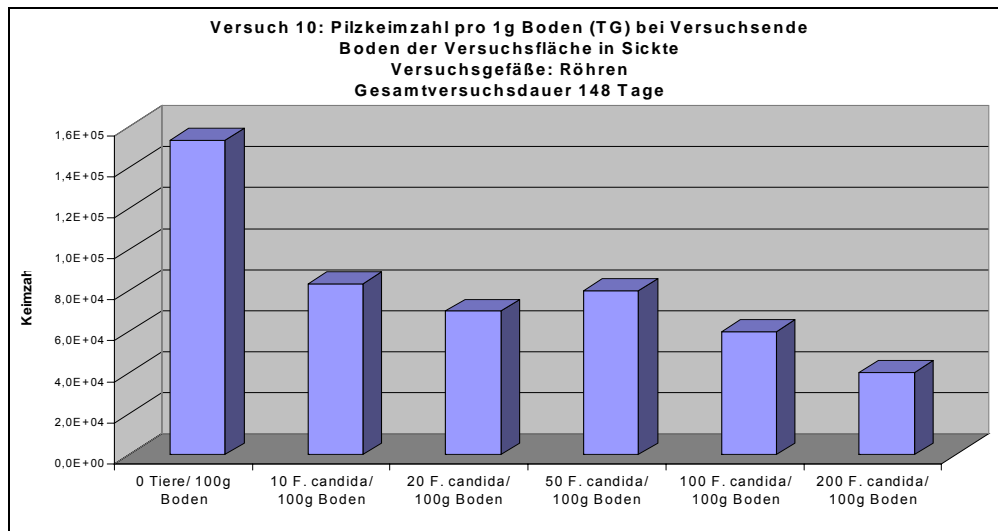


Abb. 28: Pilzkeimzahl Versuch 10

5.3.2 Reagenzglasversuche

Bei den Reagenzglasversuchen (Versuche I-X) wurde die Pilzkeimzahl **wöchentlich** bestimmt. Das Substrat wurde bei Versuchsbeginn (teilweise nach Autoklavieren) **mit Bodenpilzen beimpft**. Insgesamt waren dadurch die Pilzkeimzahlen deutlich erhöht.

A. nicht autoklavierte Ansätze

In **Versuch IV** (Abb. 29) wurde Substrat 2.1 von der LUFA mit dem Bodenpilz *Verticillium nigrescens* beimpft. Bei Besatz mit 50 *F. candida*/100g Substrat war die Pilzkeimzahl an fast allen Untersuchungsterminen gegenüber der tierfreien Variante erhöht. Der Unterschied war jedoch insgesamt nicht signifikant.

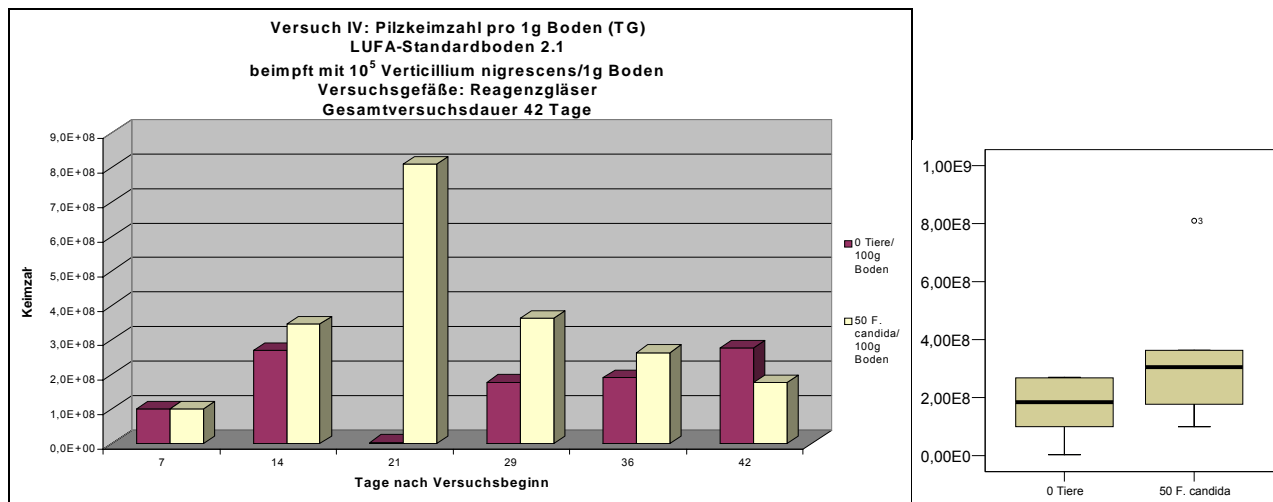


Abb. 29: Pilzkeimzahl Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

In **Versuch VI** (Abb. 30) wurde mit dem Pilz *Hyphopichia burtonii* beimpft (Substrat 2.1 der LUFA). Es zeigte sich an 2 der 6 Untersuchungstermine eine erhöhte Pilzkeimzahl in der Variante mit 50 *Folsomia candida*, an den übrigen 4 Terminen eine Erniedrigung gegenüber dem tierfreien Ansatz. Der Unterschied war insgesamt nicht signifikant.

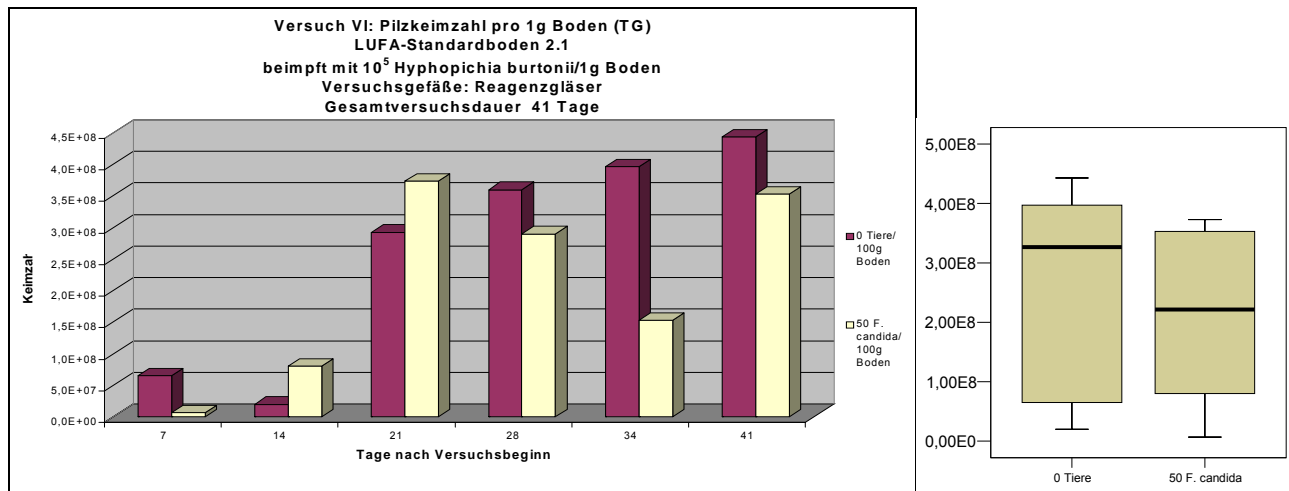


Abb. 30: Pilzkeimzahl Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

Bei Versuch VII (Abb. 31) handelte es sich um einen Versuch mit Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit *Verticillium nigrescens*. An 4 von 5 Untersuchungsterminen zeigte die tierbesetzte Variante eine geringere Pilzkeimzahl als die tierfreie Variante. Auch hier war der Unterschied nicht signifikant.

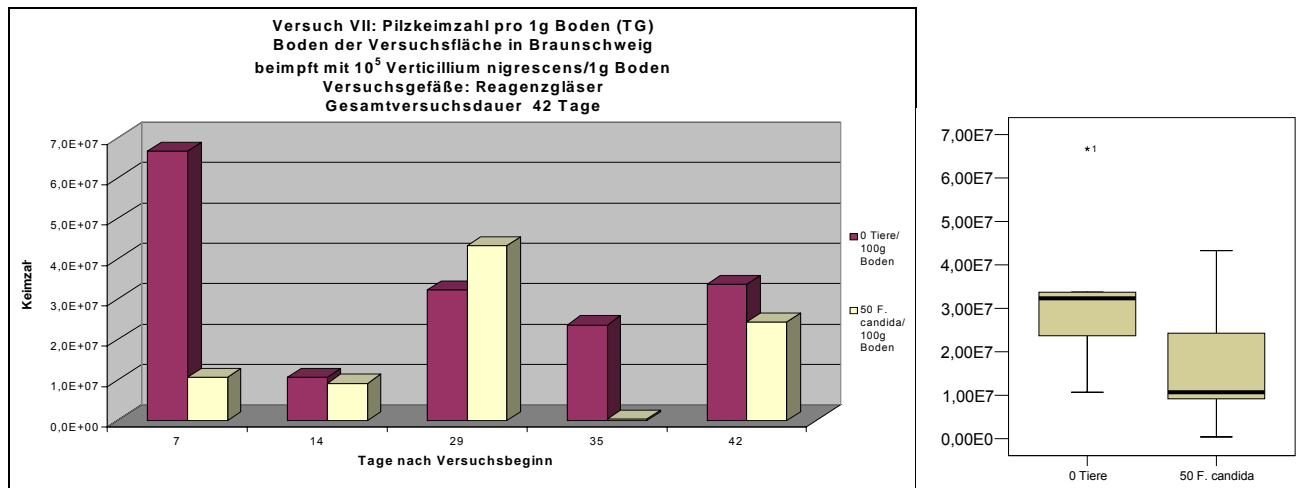


Abb. 31: Pilzkeimzahl Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

In Versuch VIII (Abb. 32) wird der Effekt von jeweils 50 *F. candida* in Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche untersucht, welches mit **organischem Material** angereichert wurde (nicht autoklaviert, beimpft mit *H. burtonii*). Bei Luzernezugabe zeigte sich nach 7, 37 und 44 Tagen eine Verminderung, nach 14 und 21 Tagen eine Zunahme der Pilzkeimzahl in der Collembolen-Variante. Bei Maiszugabe zeigte sich nach 7, 14, 21 und 44 Tagen eine Erhöhung, nach 37 Tagen eine Verringerung der Pilzkeimzahl durch *F. candida*. Bei Strohzugabe zeigte sich am ersten Termin eine Erhöhung, bei allen Folgeterminen eine Verminderung der Pilzkeimzahl durch die Tiere. Es gab in keinem Fall signifikante Unterschiede zwischen den tierfreien Varianten und den Varianten mit 50 Collembolen/100g Substrat. Die tierfreie Variante mit Luzerne unterschied sich von den tierfreien Varianten mit Stroh oder Mais signifikant. Der Unterschied zwischen Varianten mit Mais- und Strohzugabe war nicht signifikant.

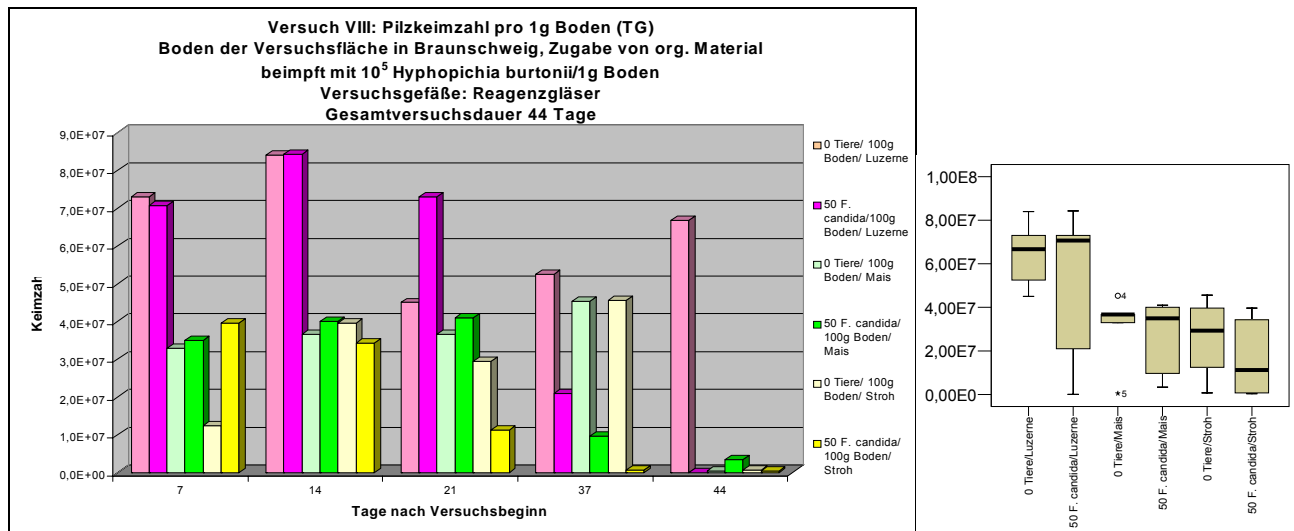


Abb. 32: Pilzkeimzahl Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

In **Versuch X** (Abb. 33) wurde der Effekt der Collembolenarten *Sinella coeca* und *Xenylla corticalis* untersucht. Auch hier wurde Boden aus Braunschweig ohne vorheriges Autoklavieren mit dem Bodenpilz *H. burtonii* beimpft. An 2 von 6 Terminen wurde die Pilzkeimzahl durch *S. coeca* erhöht, an 4 Terminen erniedrigt. Besatz mit *X. corticalis* erhöhte die Pilzkeimzahl an 4 von 6 Terminen und erniedrigte sie an 2 Terminen. Die Unterschiede zwischen den 3 Varianten waren nicht signifikant.

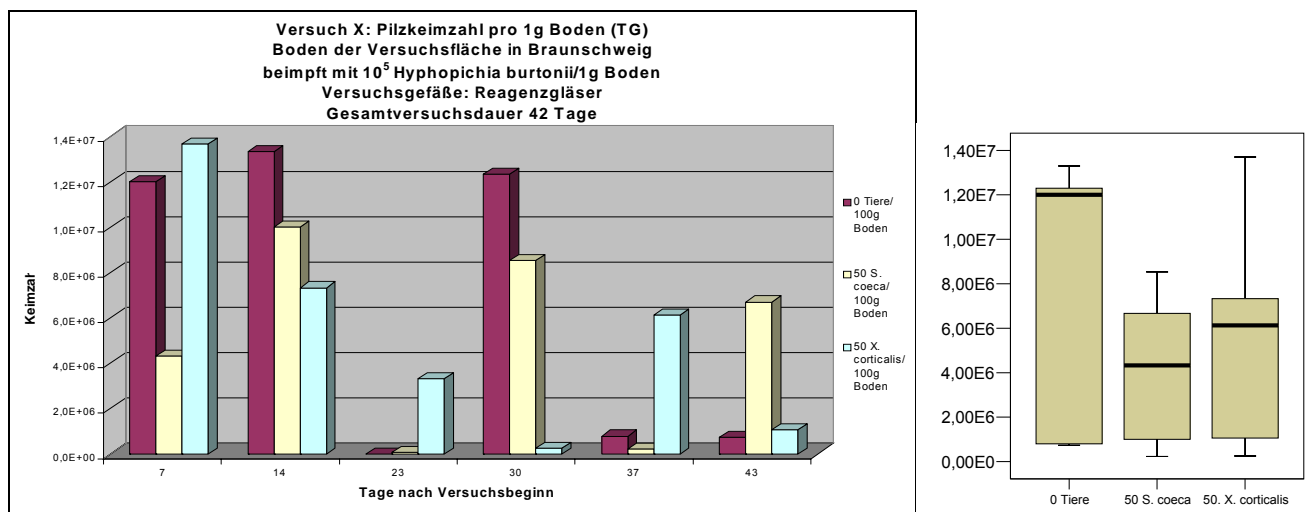


Abb. 33: Pilzkeimzahl Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

B. autoklavierte Ansätze

Die Gesamtdauer von **Versuch V** (Abb. 34) betrug 64 Tage. Das Substrat der Braunschweiger Versuchsfläche wurde vor Versuchsbeginn autoklaviert und mit *Hyphopichia burtonii* beimpft. An 6 der 7 Untersuchungstermine wurde in der Variante mit 50 *F. candida*/100g Boden eine gegenüber dem tierfreien Ansatz erhöhte Pilzkeimzahl beobachtet. Über die gesamte Versuchsdauer betrachtet war der Unterschied signifikant.

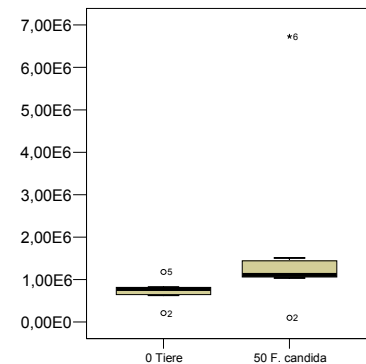
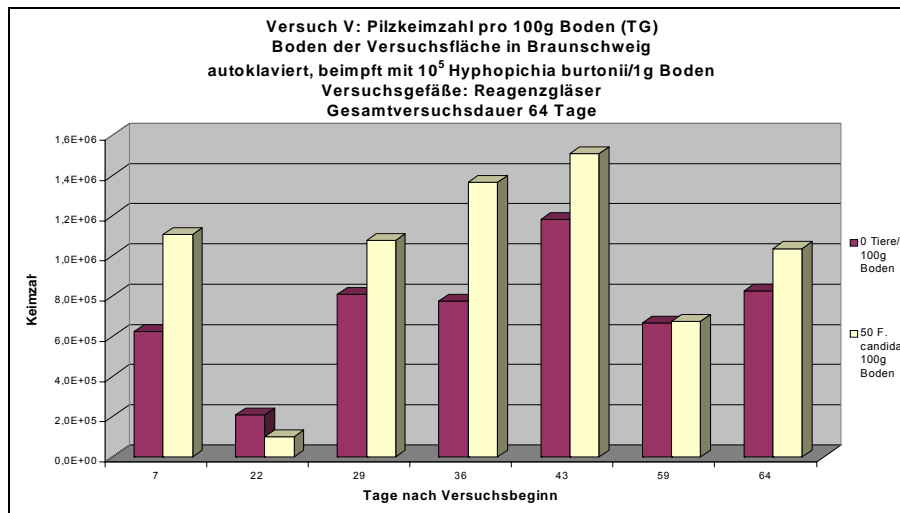


Abb. 34: Pilzkeimzahl Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

Bei **Versuch I** (Abb. 35; ebenfalls Substrat der Braunschweiger Versuchsfläche, autoklaviert und mit *Hyphopichia burtonii* beimpft) zeigte sich bei einer Gesamtversuchsdauer von 42 Tagen und Einsatz von 50 *F. candida* an 2 der 5 Untersuchungstermine eine Erhöhung, an den 3 anderen Terminen eine Erniedrigung der Pilzkeimzahl bei Tierbesatz. Der Unterschied war, insgesamt betrachtet, nicht signifikant.

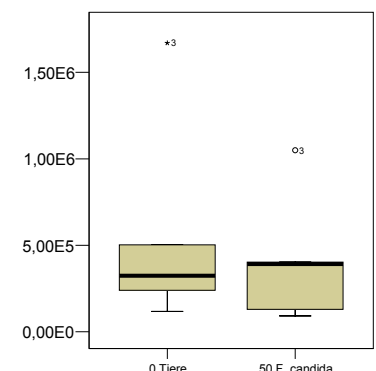
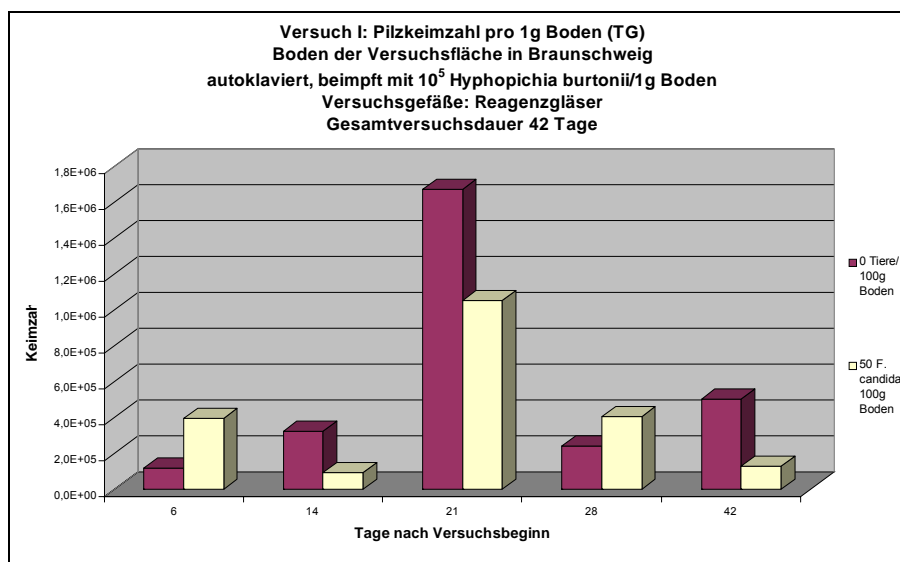


Abb. 35: Pilzkeimzahl Versuch I

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

Versuch II (Abb. 36; Versuchssubstrat aus Sickte, autoklaviert und mit *Hyphopichia burtonii* beimpft) zeigte an 5 der 6 Termine eine Erhöhung der Pilzkeimzahl bei Besatz mit 50 *F. candida*, an 4 von 6 Terminen eine Erhöhung der Pilzkeimzahl bei Besatz mit 50 *Proisotoma minuta*. Die Erhöhung durch *F. candida* war insgesamt signifikant, durch *P. minuta* nicht signifikant. Der Unterschied zwischen den Arten war ebenfalls nicht signifikant.

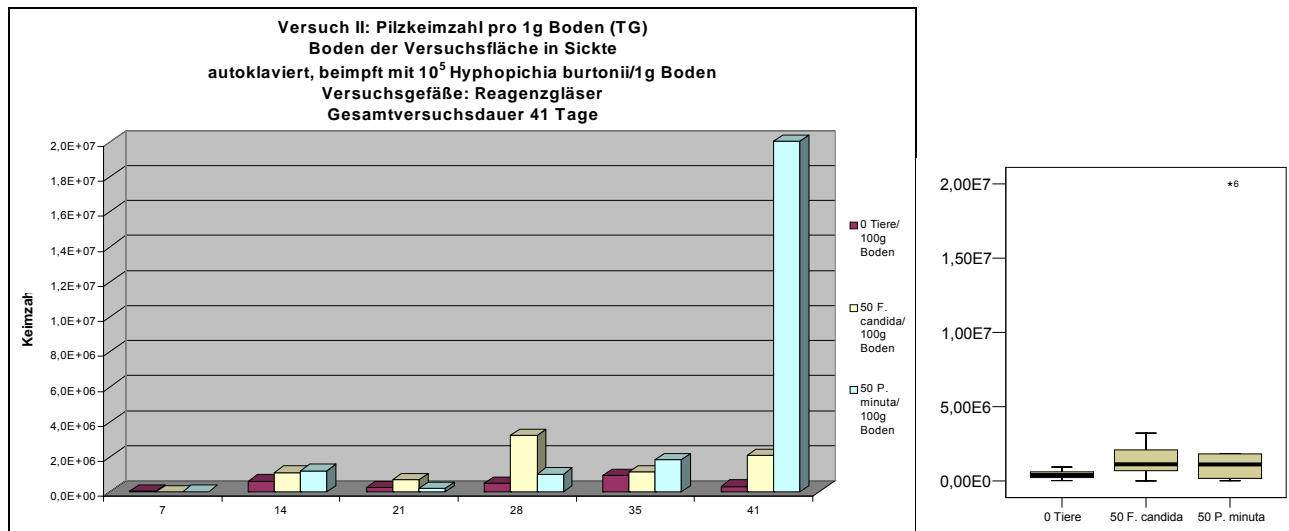


Abb. 36: Pilzkeimzahl Versuch II

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

In **Versuch III** (Abb. 37) wurden die **Substrate aus Braunschweig und Sickle** direkt miteinander verglichen (beide autoklaviert und mit *Hyphopichia burtonii* beimpft). Die tierfreien Varianten des Sickter und Braunschweiger Substrates unterschieden sich signifikant hinsichtlich ihrer Pilzkeimzahl, wobei das Sickter Substrat eine höhere Keimzahl aufwies. Bei beiden Substraten war in den ersten Wochen die Pilzkeimzahl in allen Varianten gering und stieg dann deutlich an.

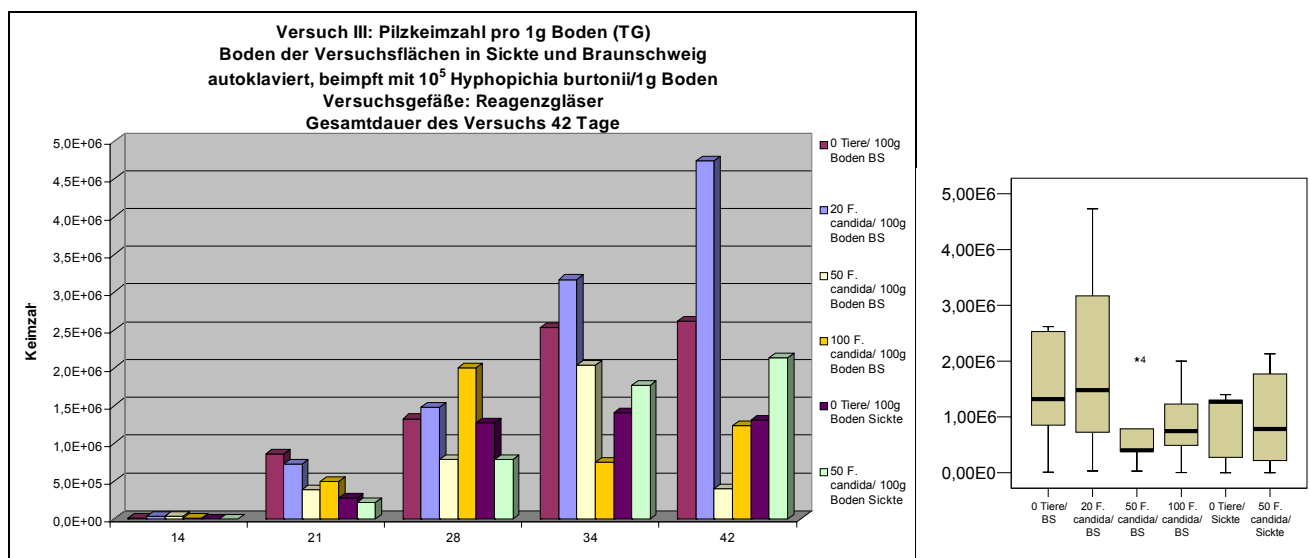


Abb. 37: Pilzkeimzahl Versuch III

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

Beim Braunschweiger Substrat war nach 5 und 6 Wochen die höchste Pilzkeimzahl in der Variante mit 20 *F. candida* festzustellen. Bei 50 und 100 Tieren waren die Keimzahlen gegenüber der tierfreien Variante erniedrigt. Die Unterschiede zwischen den Besatzdichten waren nicht signifikant.

Im Sickter Boden war die Pilzkeimzahl bei Besatz mit 50 *F. candida* gegenüber der tierfreien Variante bei den ersten Untersuchungen erniedrigt, nach 34 und 42 Tagen aber erhöht. Über die gesamte Versuchsdauer ergab sich durch den Tierbesatz kein signifikanter Unterschied in der Pilzkeimzahl.

Für **Versuch IX** (Abb. 38 und 39) wurde das Braunschweiger Versuchssubstrat autoklaviert, dann wurde eine Suspension des Bodenpilzes *H. burtonii* mit einer Pipette auf den Boden in den Reagenzgläsern geträufelt. Bei der Analytik wurde dann zwischen den **Bodenschichten 0-2cm, 2-4cm und 4-6cm** differenziert. Zunächst zeigte sich bei allen Varianten eine

sehr geringe Pilzkeimzahl. Die Pilzkeimzahl nahm in den ersten 3 Versuchswochen zu, dann wieder ab. In der Variante mit 50 *F. candida* stieg die Pilzkeimzahl deutlich stärker an als in der tierfreien Variante. Zunächst zeigte sich eine mikrobielle Besiedlung der obersten beiden Bodenschichten, bei Versuchsabschluss war die Keimzahl in den Bodenschichten 0-2cm und 4-6cm höher als in der mittleren Schicht. Der Effekt der Collembolen war, über die gesamte Versuchsdauer betrachtet, lediglich in 4-6cm Tiefe signifikant.

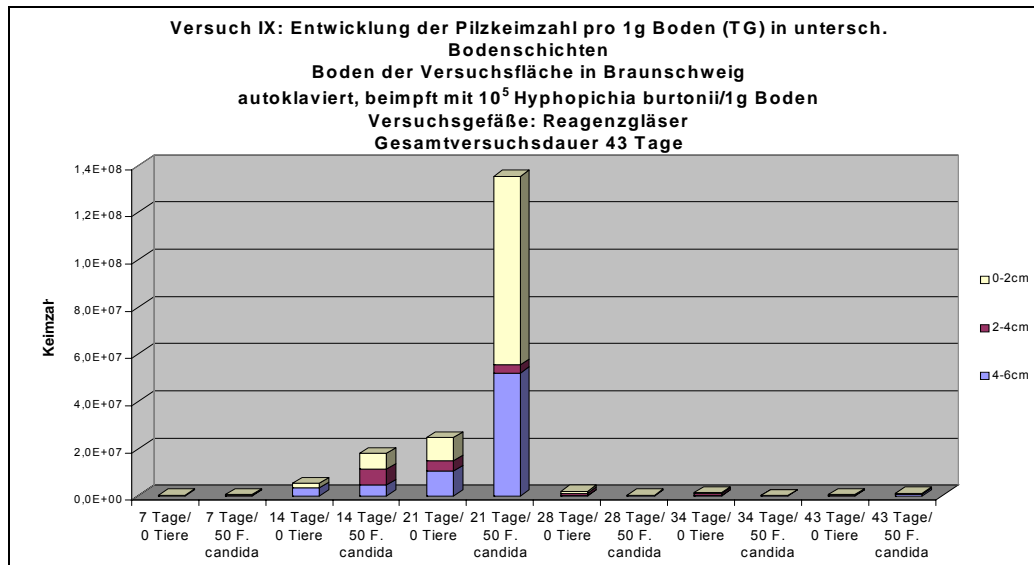


Abb. 38: Pilzkeimzahl Versuch IX

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

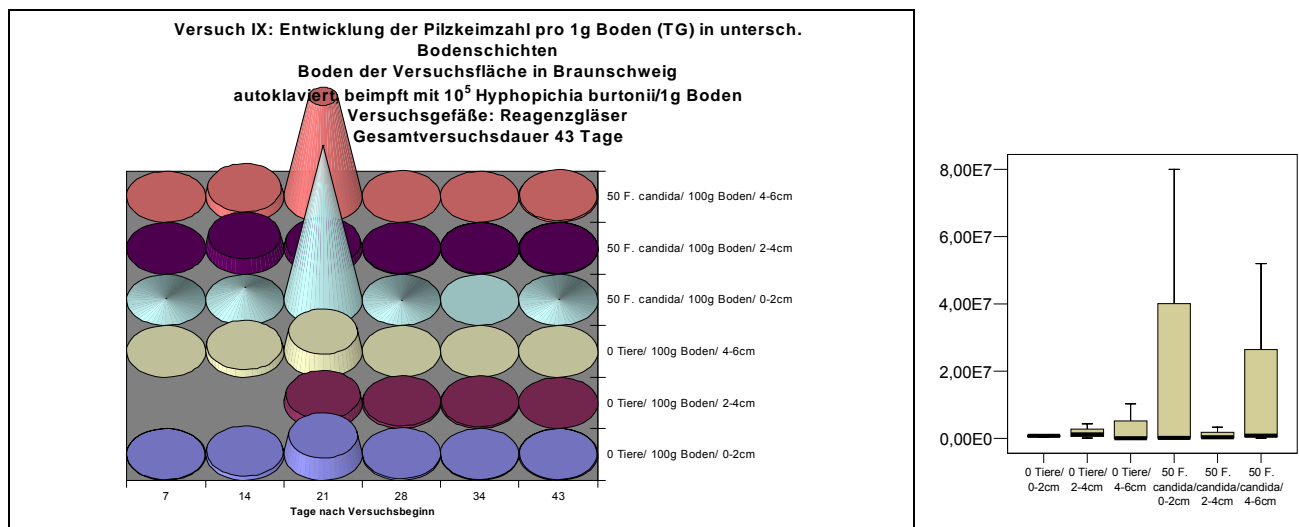


Abb. 39: Besiedlung der Bodenschichten mit Pilzen Versuch IX

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Pilzkeimzahl/g Substrat

5.4 Dehydrogenaseaktivität

Die Dehydrogenaseaktivität wurde im Rahmen von 18 der 22 durchgeführten Versuche bestimmt. Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 19 und 20.

Aus Tab. 7 ist zunächst zu entnehmen, in welcher Größenordnung sich die Dehydrogenaseaktivität der verwendeten Versuchssubstrate bewegte. Ein direkter Vergleich der einzelnen Spalten ist nur bedingt möglich, da der Auswertung eine unterschiedliche Zahl von Versuchen zugrunde liegt und zudem die zugrunde liegenden Einzelwerte sich als Mittelwerte auf Betrachtungen über unterschiedlich lange Zeiträume beziehen.

Anmerkung: Die Dehydrogenaseaktivität des Sickter Bodens wurde nur in unbeimpften, die des LUFA-Substrates wurde nur in beimpften Ansätzen bestimmt. Bei der Analyse der Dehydrogenaseaktivität des Braun-

schweiger Bodens scheint sich allerdings kein Unterschied zwischen beimpften und unbeimpften Ansätzen zu zeigen. Deshalb werden die Ergebnisse hier nebeneinander gestellt.

Tab. 7: Maxima, Minima und Mittelwerte der Dehydrogenaseaktivität der verwendeten Versuchssubstrate (tierfreie Ansätze, keine Berücksichtigung der Ergebnisse der autoklavierten Versuchsansätze und der Versuchsansätze mit Zugabe von organischem Material)

	TPF(mg)/100g Substrat (TG) ohne Berücksichtigung der beimpften Ansätze		TPF(mg)/100g Substrat (TG) beimpfte Ansätze	
	Braunschweig n=6	Sicke n=2	Braunschweig n=2	LUFA 2.1 n=2
Minimum	0,60	4,99	1,00	1,72
Maximum	1,33	6,00	1,01	2,11
Mittelwert	0,97	5,49	1,01	1,91

5.4.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

In den Versuchen 5 bis 12 wurde die Dehydrogenaseaktivität jeweils einmal am Ende der Langzeitversuche, im Rahmen von Versuch 6 zusätzlich zu Beginn der Atmungsmessung, d.h. 60 Tage nach Versuchsbeginn, gemessen.

Tab. 19 im Anhang gibt einen Überblick über alle Ergebnisse der Dehydrogenasemessung im Rahmen der Versuche 5 bis 12. In Abb. 40 findet sich eine zusammenfassende graphische Darstellung der Ergebnisse (Versuchsansätze ohne Zugabe von organischem Material). Um die Messdaten miteinander vergleichen zu können, wurden alle Ergebnisse umgerechnet auf TPF pro 100g Versuchssubstrat (Trockengewicht). Auch der Tierbesatz wurde umgerechnet auf Tiere pro 100g Substrat (Trockengewicht). Der Übersichtlichkeit halber sind die Versuche in Abb. 40 primär sortiert nach dem Versuchssubstrat, sekundär nach dem Versuchsgefäß. Dargestellt sind die relativen Abweichungen der TPF-Werte der Versuchsansätze mit Tieren von den TPF-Werten der Versuchsansätze ohne Tiere.

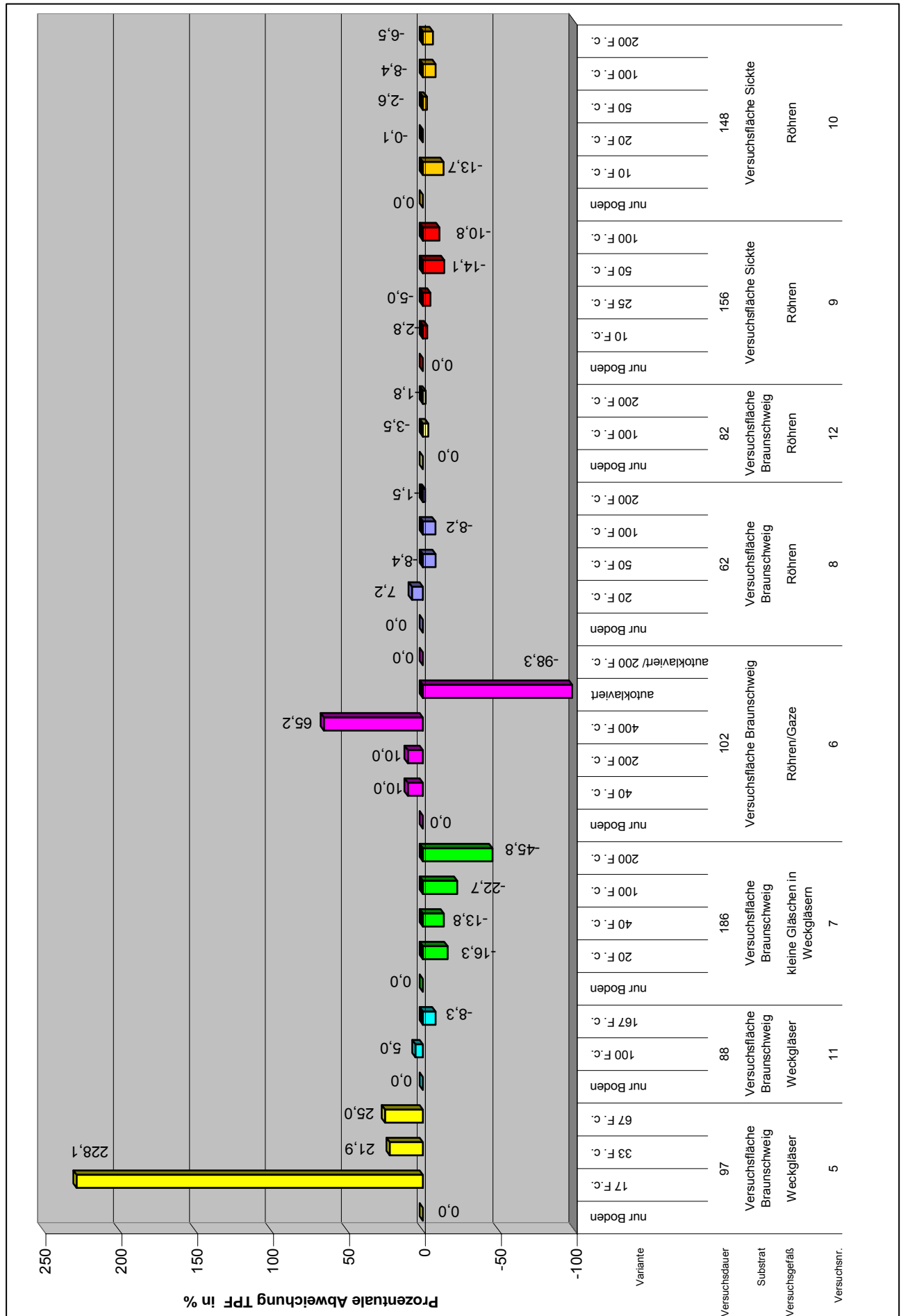


Abb. 40: Prozentuale Veränderung der Dehydrogenaseaktivität ohne Berücksichtigung der Versuchsansätze mit Zusatz von organischem Material, Versuche 5-12
 Variante ohne Tiere und ohne org. Material: 0

Die Versuche 5 bis 8 sowie 11 und 12 wurden mit Substrat von der **Braunschweiger BBA-Versuchsfläche** durchgeführt.

In **Versuch 5** (Abb. 41) zeigte sich eine deutliche Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität bei Besatz mit 17 *F. candida* in 100g Boden gegenüber dem Versuchsansatz ohne Tiere. Bei Besatz mit 33 oder 67 *F. candida* zeigte sich dagegen nur eine leichte Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität gegenüber der tierfreien Variante.

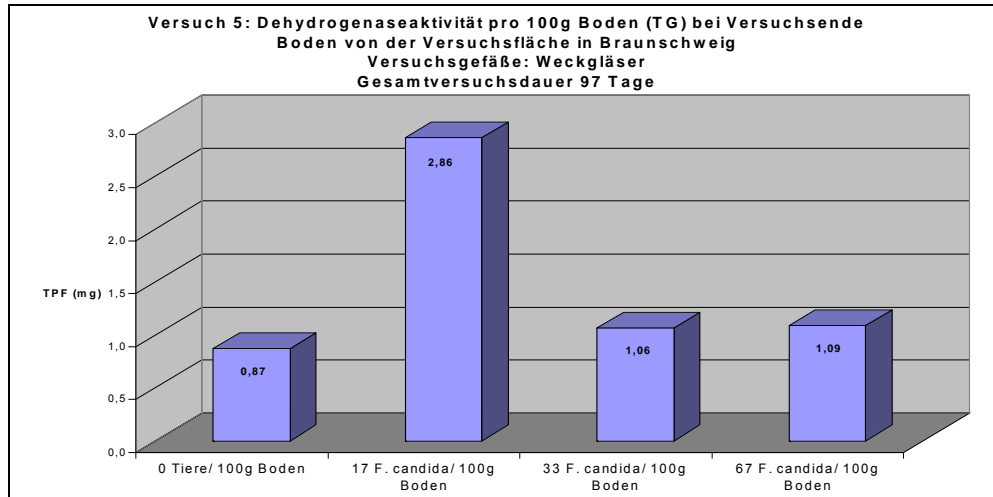


Abb. 41: Dehydrogenaseaktivität Versuch 5

In **Versuch 6** (Abb. 42) zeigte sich 60 Tage nach Versuchsbeginn in allen tierbesetzten Versuchsvarianten eine leichte Verminderung der Dehydrogenaseaktivität gegenüber dem tierfreien Ansatz. Nach 102 Tagen war die Dehydrogenaseaktivität in fast allen Varianten abgesunken (Ausnahme: Besatz mit 400 Tieren). Gegenüber der tierfreien Variante zeigte sich eine leichte Erhöhung bei Besatz mit 80 bzw. 200 *F. candida*, eine deutliche Erhöhung bei Besatz mit 400 *F. candida*. Interessant war die Untersuchung des **autoklavierten** Substrates. Ohne Tiere war die Dehydrogenaseaktivität noch nach 102 Tagen nahezu Null, bei Besatz mit Tieren dagegen erreichte die Dehydrogenaseaktivität fast exakt die Größenordnung der Dehydrogenaseaktivität der nicht autoklavierten Varianten ohne oder mit 80 bzw. 200 Tieren.

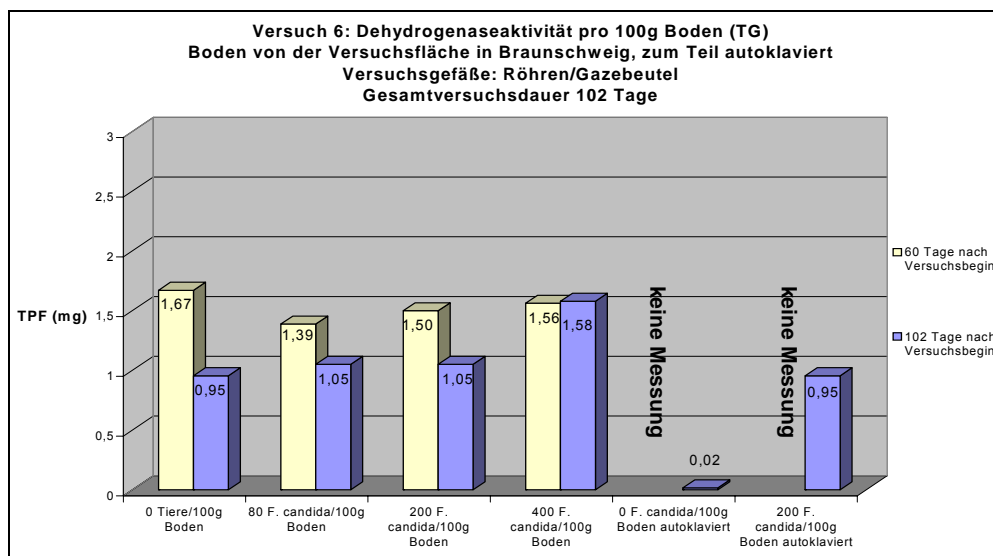


Abb. 42: Dehydrogenaseaktivität Versuch 6

In **Versuch 7** (Abb. 43) war bei allen tierbesetzten Versuchsansätzen eine verminderte Dehydrogenaseaktivität gegenüber der unbesetzten Variante zu beobachten. Auch hier zeigte sich zwischen Versuchsbeginn und Versuchsabschluss nach 186 Tagen ein Absinken der Dehydrogenaseaktivität.

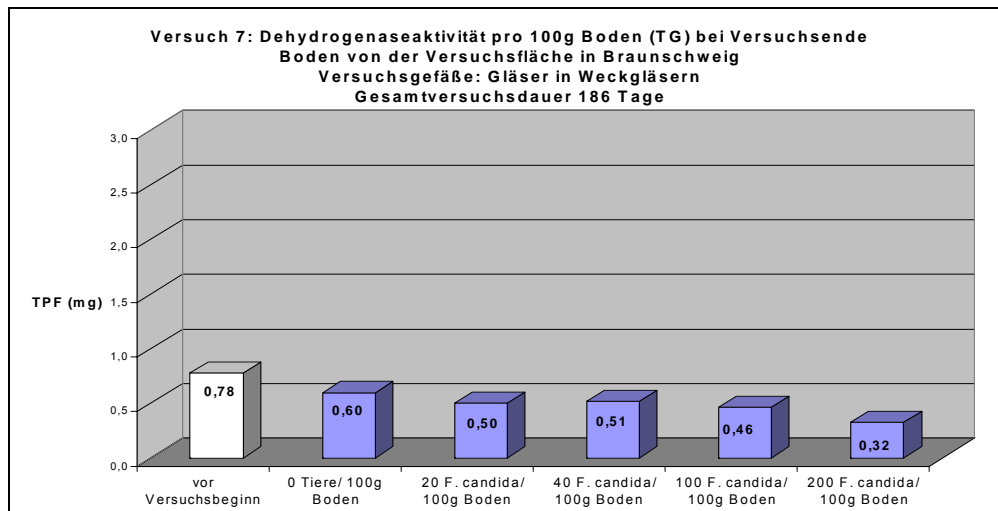


Abb. 43: Dehydrogenaseaktivität Versuch 7

Versuch 8 (Abb. 44) zeigte eine leichte Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität bei Besatz mit 20 *F. candida*, eine schwache Erniedrigung bei Besatz mit 50 und 100 Tieren. Bei Besatz mit 200 Tieren war die Dehydrogenaseaktivität mit der der tierfreien Variante nahezu identisch.

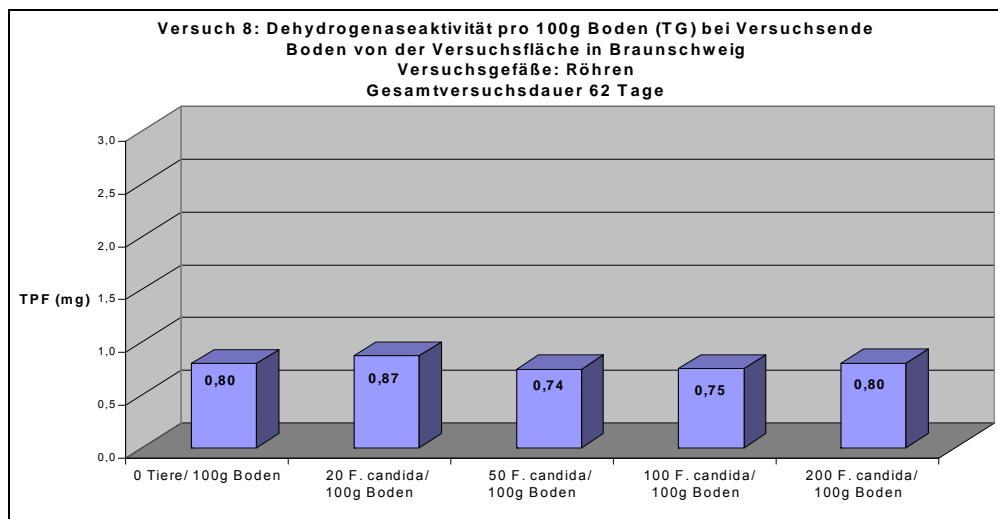


Abb. 44: Dehydrogenaseaktivität Versuch 8

Die **Versuche 9 und 10** (Abb. 45, 46) wurden mit Substrat von der **Sickter Versuchsfläche** durchgeführt. Es wurden TPF-Gehalte von 4-6mg/100g Substrat (Trockengewicht) festgestellt. Die Werte lagen damit deutlich höher als beim Substrat von der Braunschweiger Fläche. Bei beiden Versuchen lagen alle Ergebnisse der mit Collembolen besetzten Varianten mehr oder weniger deutlich unter den Ergebnissen der tierfreien Ansätze.

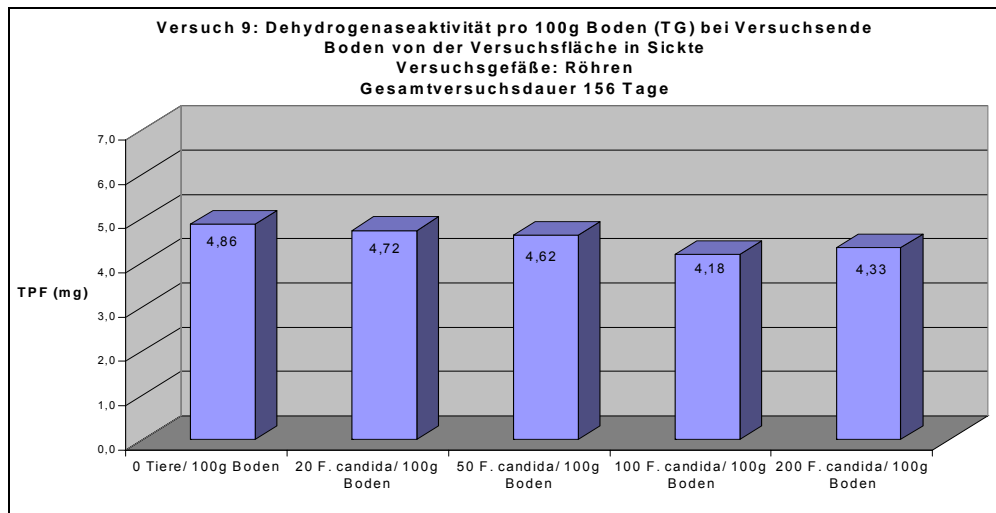


Abb. 45: Dehydrogenaseaktivität Versuch 9

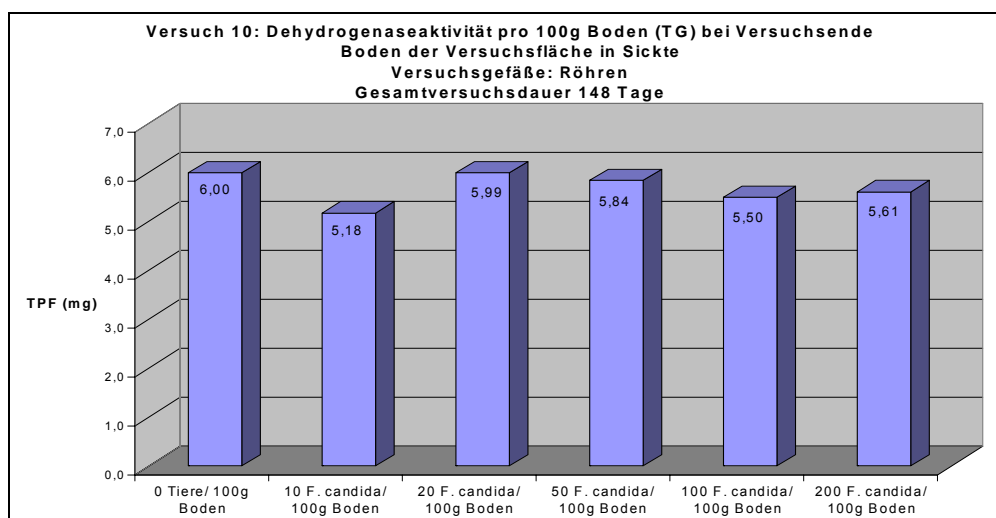


Abb. 46: Dehydrogenaseaktivität Versuch 10

In den **Versuchen 11 und 12** (Abb. 47, 48) wurden Versuchsansätze ohne Zugabe von organischem Material mit Versuchsansätzen mit **Zugabe von organischem Material** verglichen. Verwendet wurden Stroh, Luzerne und Maisblatt.

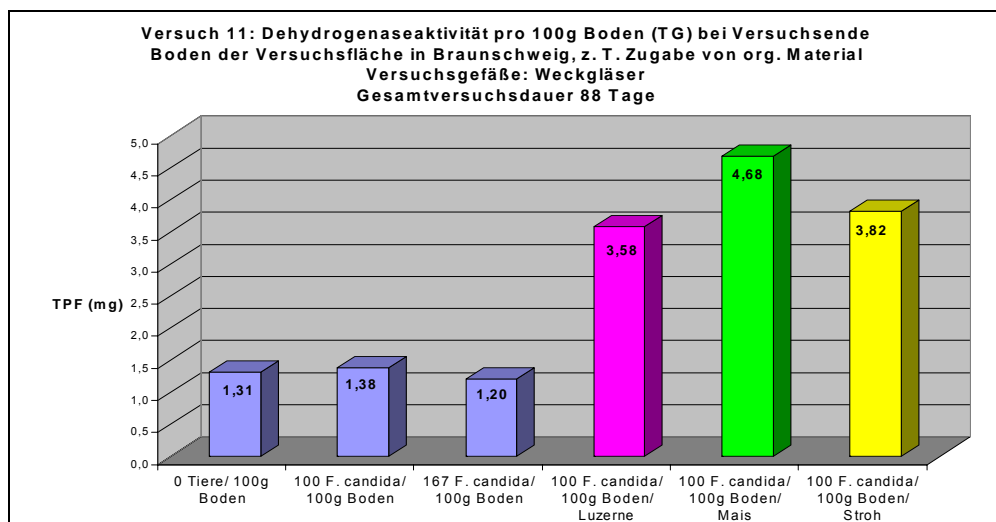


Abb. 47: Dehydrogenaseaktivität Versuch 11

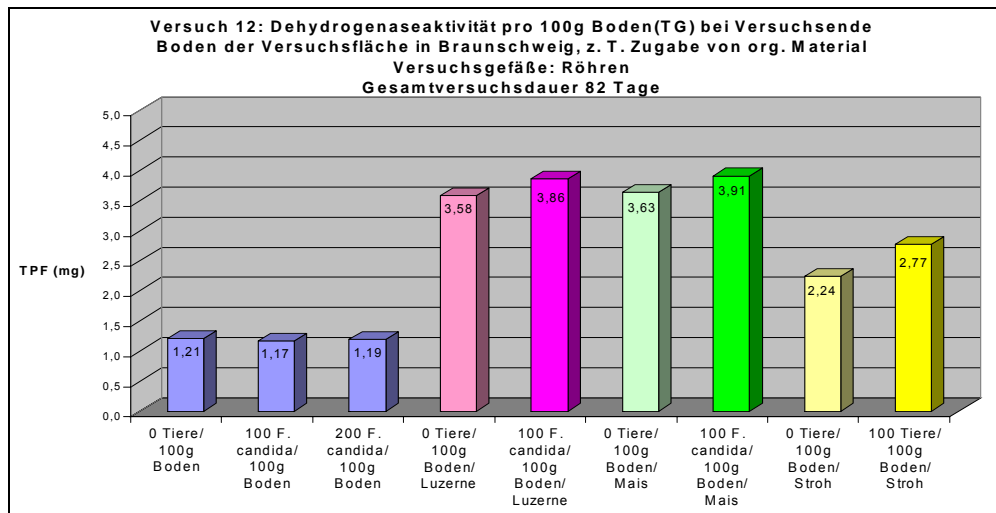
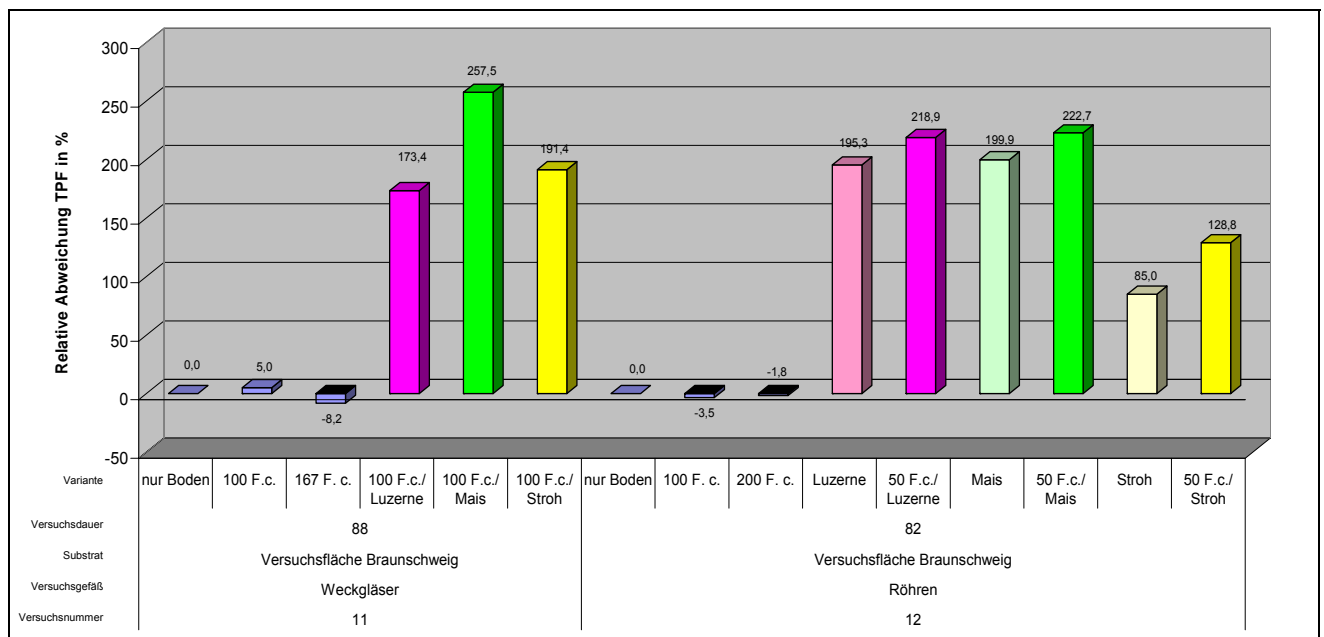


Abb. 48: Dehydrogenaseaktivität Versuch 12

Abb. 49 gibt die prozentuale Erhöhung bzw. Verminderung der Dehydrogenaseaktivität durch den Einsatz der Tiere sowie durch die Zugabe der organischen Substrate an. Es zeigte sich in allen Fällen durch das zusätzliche organische Material eine deutliche Erhöhung des TPF-Gehaltes. In Versuch 12 zeigte sich in den Varianten mit Stroh, Luzerne oder Mais eine zusätzliche Erhöhung des TPF-Gehaltes bei Besatz mit Tieren (100 *F. candida*/100g Substrat). Im Substrat ohne Zusatz organischen Materials erhöhten die Tiere den TPF-Gehalt dagegen nur leicht bzw. erniedrigten ihn sogar.


 Abb. 49: Prozentuale Veränderung der Dehydrogenaseaktivität bei Tierbesatz und Zugabe von organischem Material, Versuche 11 und 12
Variante ohne Tiere und ohne org. Material: 0

5.4.2 Reagenzglasversuche

In den Versuchen I bis X (Reagenzglasversuche) wurde die Dehydrogenaseaktivität in der Regel einmal wöchentlich untersucht. Die Substratmenge betrug immer 10g (Trockengewicht). Tab. 20 im Anhang gibt einen Überblick über alle Ergebnisse. In Abb. 50 sind die relativen Abweichungen der Dehydrogenaseaktivität in den Varianten mit Tierbesatz gegenüber den „Nur-Boden“-Varianten angegeben. Dabei werden die aus den wöchentlichen Messungen über die gesamte Versuchsdauer gemittelten Ergebnisse zugrunde gelegt.

A. nicht autoklavierte Ansätze

In **Versuch IV** (Abb. 51) wurde der Standardboden 2.1 der LUFA verwendet (nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Verticillium nigrescens*/g). Es zeigte sich keine signifikante Zu- oder Abnahme der Dehydrogenaseaktivität in den Proben durch den Einsatz von *F. candida*.

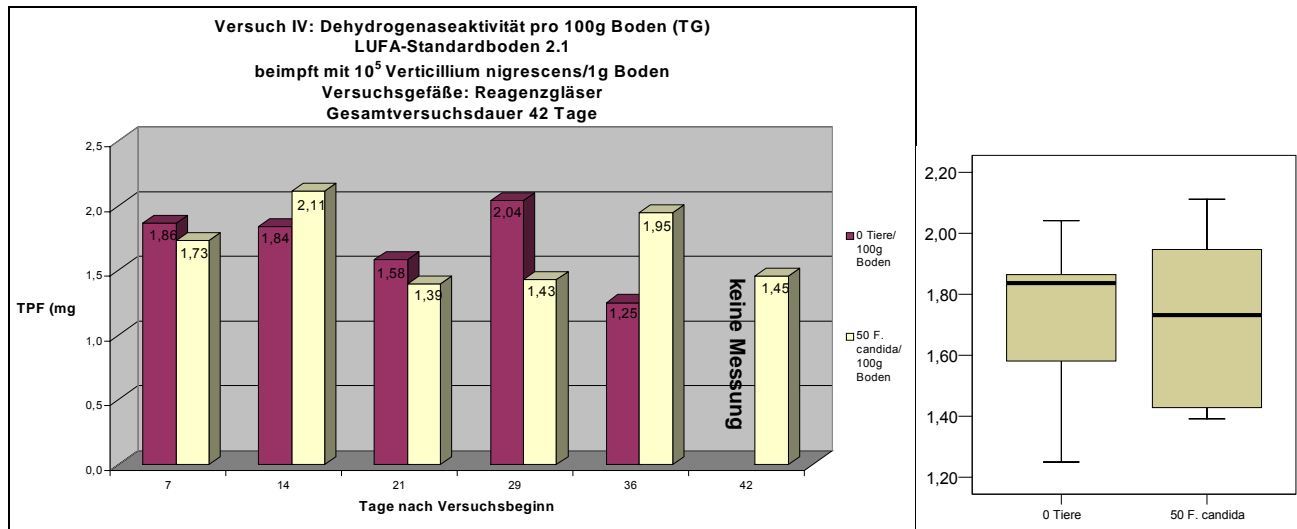


Abb. 51: Dehydrogenaseaktivität Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

In **Versuch VI** (Abb. 52) wurde im Gegensatz zu Versuch IV unter Beibehaltung der übrigen Versuchsbedingungen mit *Hyphopichia burtonii* beimpft. An 5 der 6 Untersuchungstermine zeigte sich eine geringe Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität der Variante mit Tierbesatz gegenüber der tierfreien Variante. Das Ergebnis am 4. Untersuchungstermin passte allerdings nicht in dieses Bild, so dass insgesamt der Unterschied nicht signifikant war.

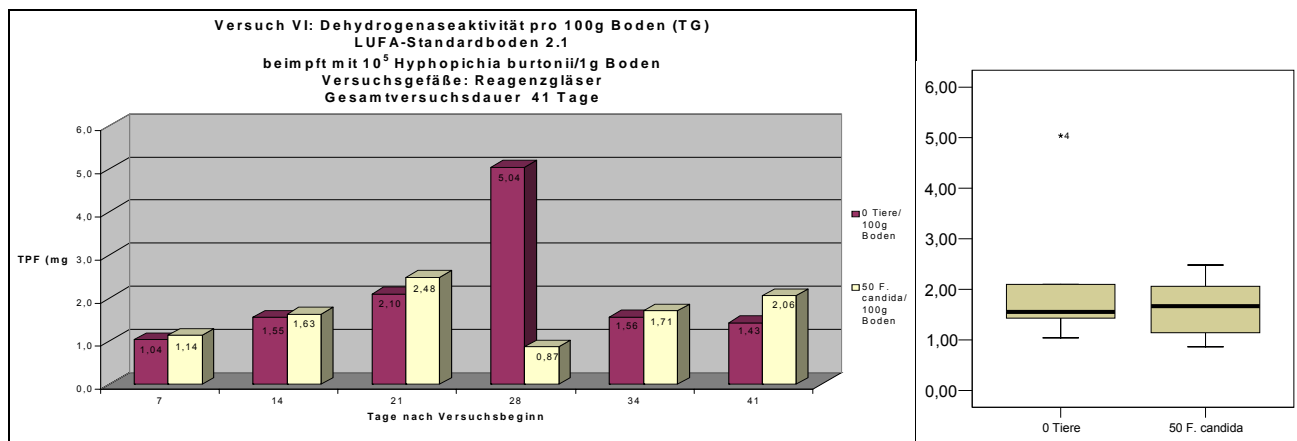


Abb. 52: Dehydrogenaseaktivität Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

In **Versuch VII** (Abb. 53; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Verticillium nigrescens*/g) ließ sich, ähnlich wie in Versuch IV und VI, kein signifikanter Zusammenhang zwischen Tierbesatz und Dehydrogenaseaktivität feststellen.

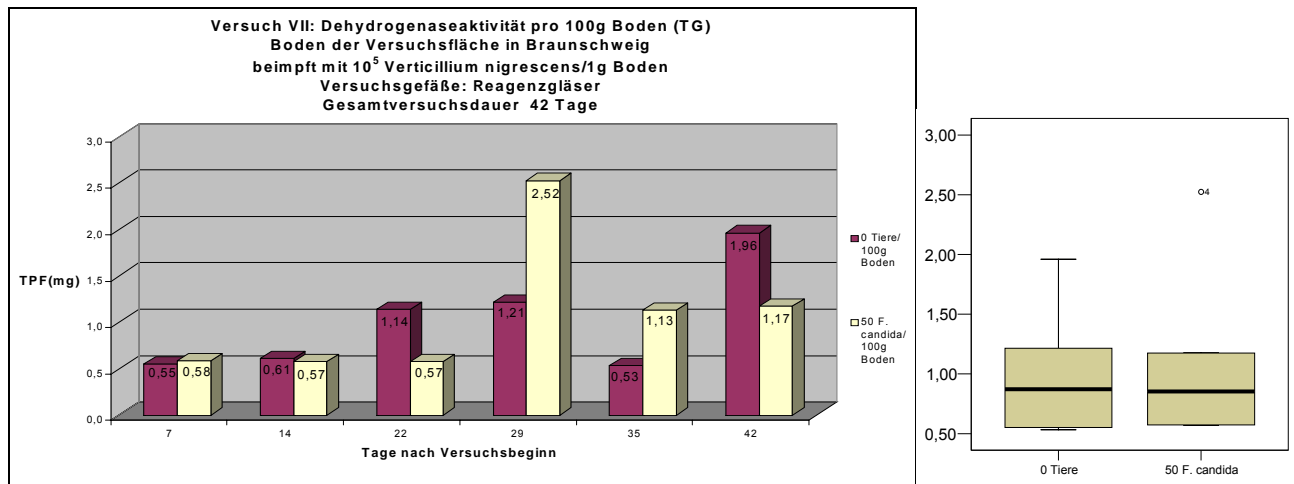


Abb. 53: Dehydrogenaseaktivität Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

Unter **Zusatz von organischem Material (Versuch VIII, Abb. 54; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g)** ergab sich in den tierbesetzten Varianten an fast allen Terminen eine deutlich höhere Dehydrogenaseaktivität als in den tierfreien. Der Unterschied war bei Besatz mit 50 *F. candida*/100g Boden bei allen 3 Zusätzen signifikant. Die Dehydrogenaseaktivität des Substrates plus Stroh war geringer als die des Substrates plus Luzerne oder Maisblatt. Ansätze mit Stroh unterschieden sich signifikant von denen mit Luzerne oder Mais. Zwischen Zusatz von Luzerne und Mais ließ sich kein signifikanter Unterschied feststellen.

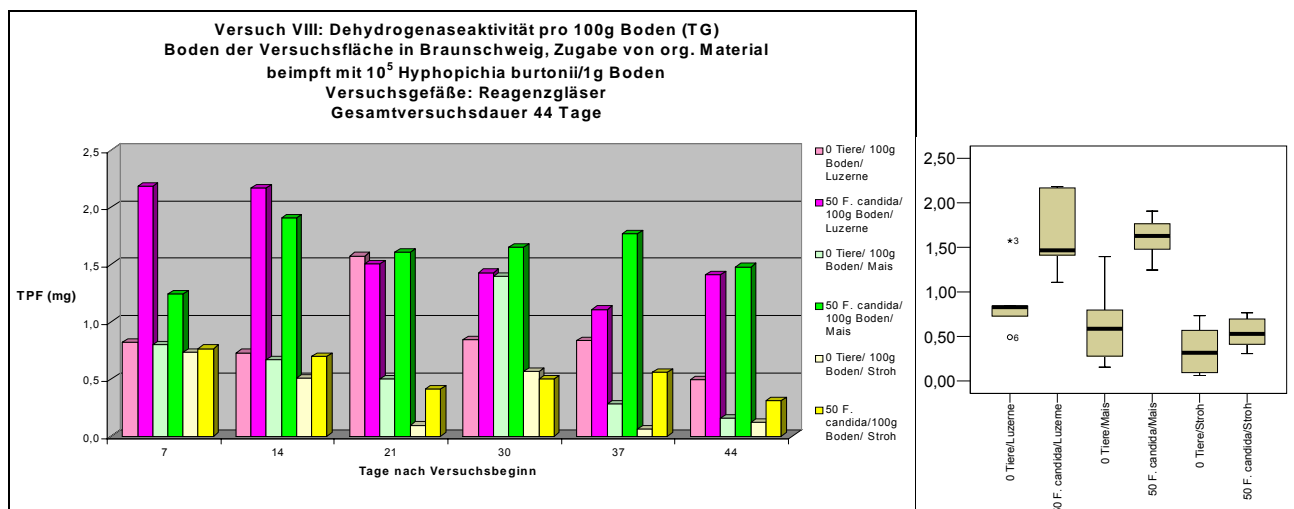


Abb. 54: Dehydrogenaseaktivität Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

In **Versuch X** (Abb. 55; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit *Hyphopichia burtonii*) wurde der Einfluss von zwei weiteren Collembolenarten untersucht. Es war kein signifikanter Zusammenhang zwischen Besatz mit *Sinella coeca* oder *X. corticalis* und der Dehydrogenaseaktivität feststellbar. Bei der Betrachtung der gemittelten Werte zeigte sich bei *S. coeca* eine leichte Verminderung, bei *X. corticalis* eine leichte Erhöhung des gebildeten TPF. Auch der Unterschied zwischen den Arten war nicht signifikant.

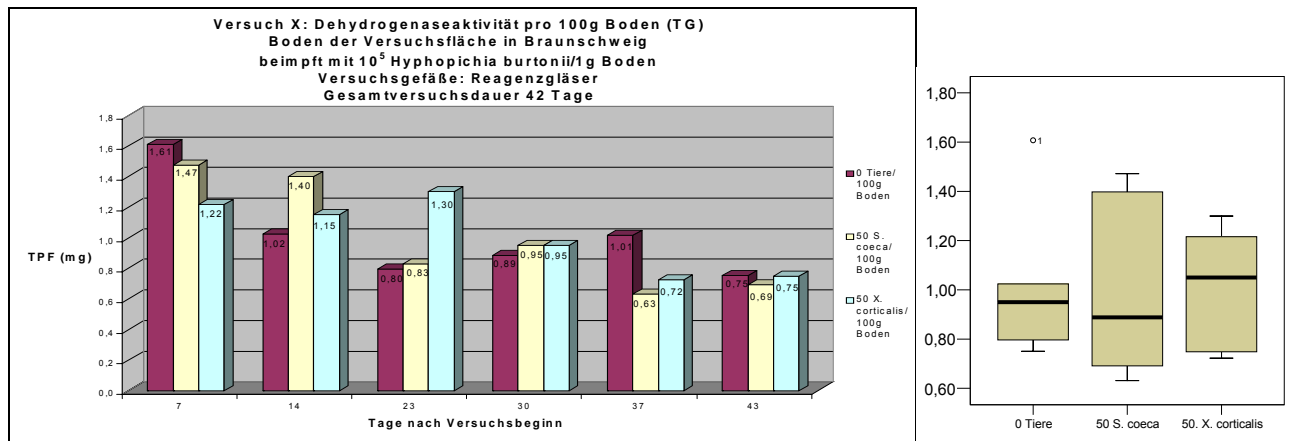


Abb. 55: Dehydrogenaseaktivität Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

B. autoklavierte Ansätze

Versuch I (Abb. 56; Braunschweiger Substrat, autoklaviert, beimpft mit *H. burtonii*) zeigte an allen 6 Untersuchungsterminen eine deutliche Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität bei Besatz mit Tieren. Insgesamt war der Unterschied zur tierfreien Variante signifikant.

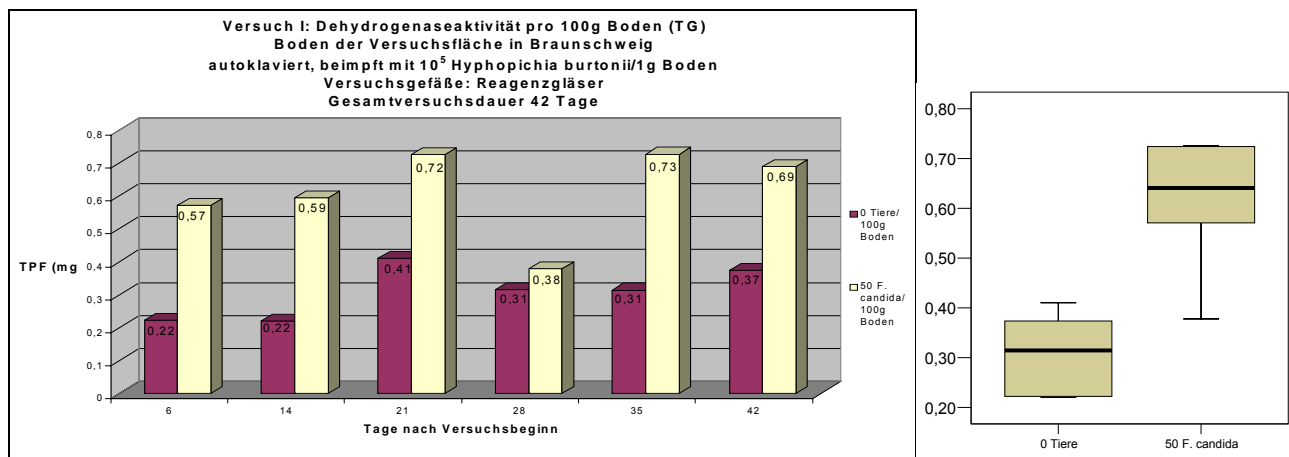


Abb. 56: Dehydrogenaseaktivität Versuch I

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

Dasselbe Ergebnis zeigte sich bei **Versuch V** (Abb. 57; Braunschweiger Substrat, autoklaviert, beimpft mit *H. burtonii*) bei einer Versuchsdauer von 64 Tagen.

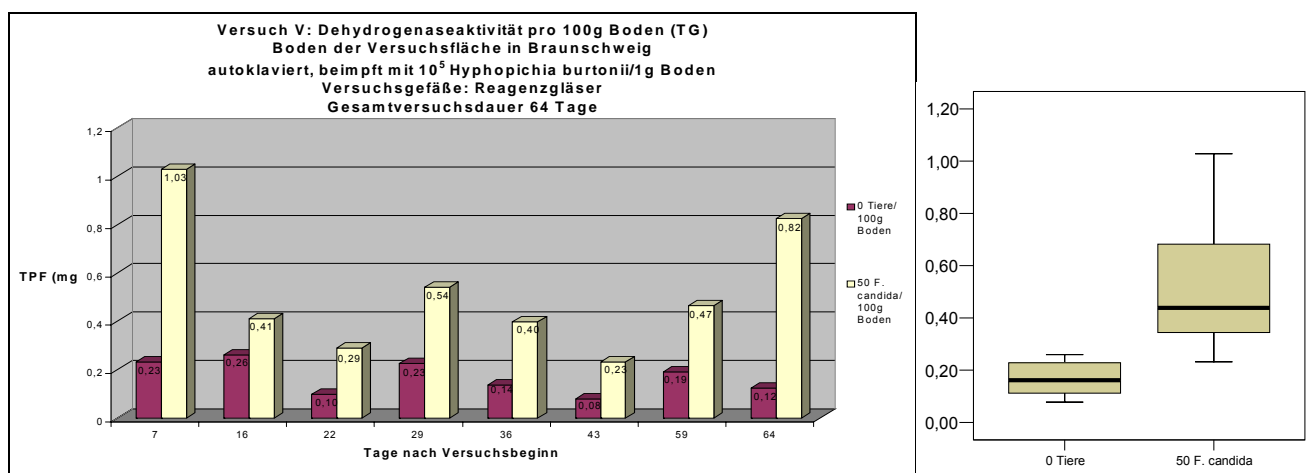


Abb. 57: Dehydrogenaseaktivität Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

Bei **Versuch II** (Abb. 58; Sickter Substrat, autoklaviert, beimpft mit *H. burtonii*) war dieser Effekt nicht so eindeutig zu beobachten. In den tierbesetzten Varianten war nur an 3 der 6 Termine der TPF-Gehalt gegenüber den tierfreien Varianten erhöht. An 4 der 6 Termine war bei Besatz mit 50 *F. candida* der TPF-Gehalt höher als bei Besatz mit 50 *P. minuta*. Die Unterschiede der tierfreien Variante zu den beiden Varianten mit *F. candida* und *P. minuta* sowie zwischen den beiden Arten waren nicht signifikant.

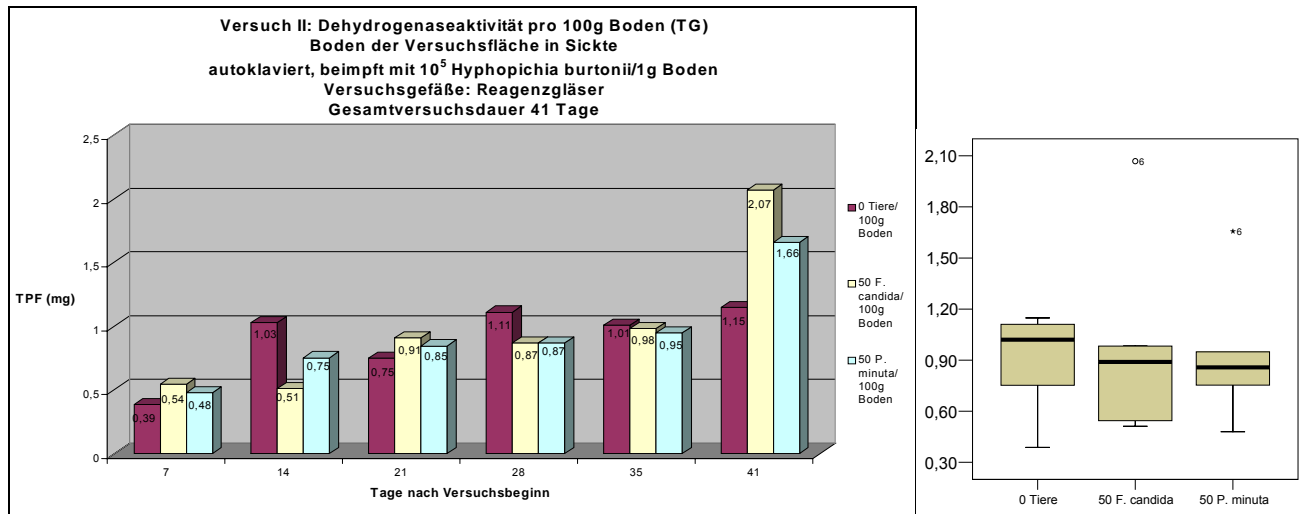


Abb. 58: Dehydrogenaseaktivität Versuch II

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

In **Versuch III** (Abb. 59) wurden **Braunschweiger und Sickter Substrat** (autoklaviert, beimpft mit *H. burtonii*) direkt miteinander verglichen. Es zeigte sich nach dem Autoklavieren kein signifikanter Unterschied in der Dehydrogenaseaktivität der beiden Substrate.

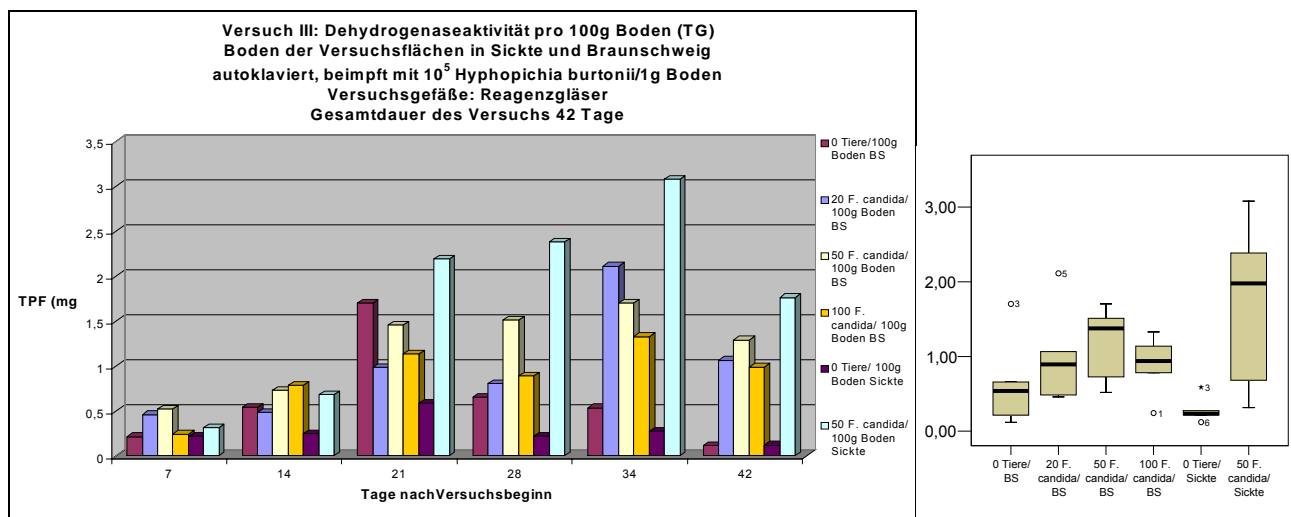


Abb. 59: Dehydrogenaseaktivität Versuch III

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

Insgesamt betrachtet waren in Versuch III an den meisten Terminen die TPF-Gehalte in den beiden tierfreien Varianten niedriger als in den entsprechenden Ansätzen mit Tierbesatz. Im Sickter Substrat wurde die Dehydrogenaseaktivität durch Einsatz von 50 Tieren signifikant erhöht. Im Braunschweiger Substrat ergaben sich über die gesamte Versuchsdauer betrachtet keine signifikanten Unterschiede zwischen dem tierfreien Substrat und den unterschiedlichen Tierbesatzdichten. Lediglich im Vergleich zwischen Besatz mit 50 und 100 Tieren zeigte sich eine signifikante Erniedrigung der Dehydrogenaseaktivität durch höheren Tierbesatz.

In **Versuch IX** (Abb. 60) wurde die Entwicklung der Dehydrogenaseaktivität in **unterschiedlichen Bodenschichten** untersucht. Es zeigte sich, dass in den Varianten mit Tierbesatz zunächst die Dehydrogenaseaktivität in der obersten Bodenschicht steigt, etwas später in der mittleren Bodenschicht, zum Schluss in der untersten Schicht. Die einzelnen Bodenschichten innerhalb derselben Variante unterschieden sich, über die gesamte Versuchsdauer betrachtet, jedoch nicht signifikant. In allen Bodenschichten war ein signifikanter Unterschied zwischen den Varianten mit und ohne Tiere festzustellen.

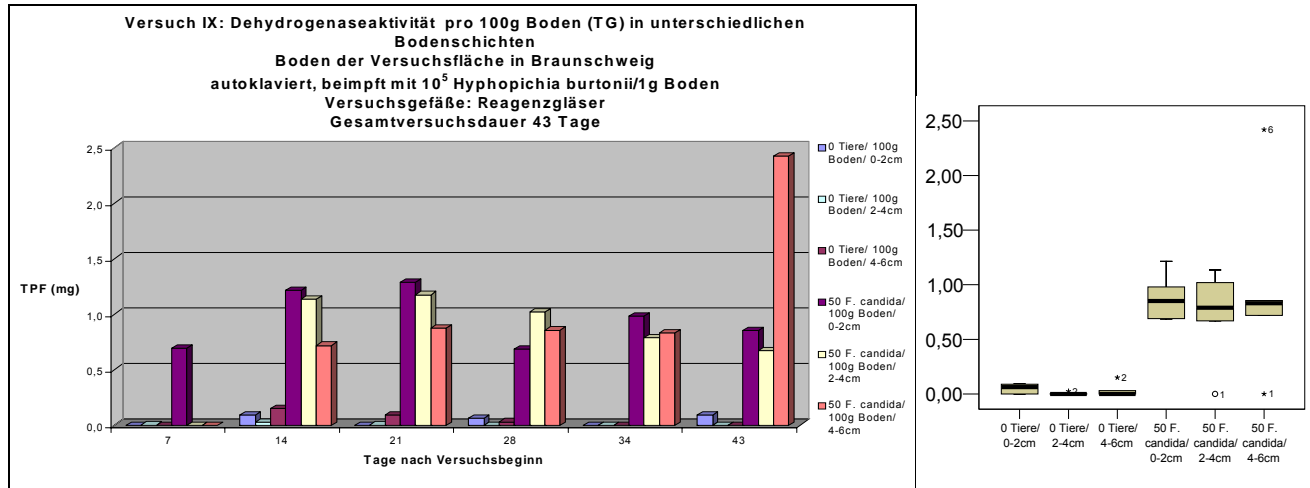


Abb. 60: Dehydrogenaseaktivität Versuch IX

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Dehydrogenaseaktivität (mg TPF/100g Substrat)

5.5 Atmung der Collembolen: Messungen auf Gips-Aktivkohle-Böden

Versuch 13 sollte Auskunft über die Atmungsrate von *Folsomia candida*-Individuen geben. Die Tiere wurden dabei auf Gips-Aktivkohle-Böden gehalten. Bei der Betrachtung der Ergebnisse zeigte sich eine deutliche Abhängigkeit der Atmungsrate von der Fütterung (siehe Tab. 8). Die höchste Atmungsrate zeigte die „Collembolen-und-Hefe“-Variante, geringere Atmung die Variante „Collembolen-und-Luzerne“, noch geringere Atmung die Variante „Collembolen-und-Maisblatt“.

Luzerne und Maisblatt wurden nicht erkennbar von den Collembolen konsumiert, während die Bierhefe erwartungsgemäß (da sie ja zur Ernährung in den Zuchten verwendet wurde) aufgenommen wurde. In der Variante mit Collembolen und Bierhefe ergibt sich die gemessene Atmungsrate aus der Summe der Atmung der Hefe und der der Collembolen. Um den Hefeanteil zu quantifizieren, wurde auch eine Atmungsmessung an Dosen mit Gips-Aktivkohle-Boden und Hefe ohne Collembolen durchgeführt. Auch bei Abzug der so festgestellten Atmungsrate der Hefe, ist dennoch die Collembolenatmung in der mit Hefe gefütterten Variante am höchsten. Diese Vorgehensweise führt zu einer Unterbewertung der reinen Collembolenatmung dieser Variante, da ja die Hefeatmung bei Besatz mit Collembolen laufend durch Fraß vermindert wird, während in der tierfreien Variante naturgemäß kein Schwund auftritt. Geht man davon aus, dass die Tiere die Hefe im Zeitraum zwischen 2 Atmungsmessungen vollständig konsumieren (was annähernd der Fall war), muss man von der Gesamtatmung des Ansatzes „Collembolen-und-Hefe“ 50% der gemessenen Atmung des Ansatzes „Hefe-ohne-Tiere“ subtrahieren, um die reine Tieratmung zu erhalten (die Atmung einer Dose mit Gips-Aktivkohle-Boden ohne Tiere und ohne Hefe wurde in beiden Fällen vorab abgezogen).

Auch wenn diese Berechnung eine gewisse Ungenauigkeit beinhaltet, kann dieser Teilversuch einen Anhaltspunkt für die reine Atmung der Collembolen liefern. Die Ergebnisse sind aus Tab. 9 zu entnehmen.

Tab. 8: Ergebnisse Versuch 13

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen/ Gesamtdauer der Atmungsmessung in Tagen	eingesetzte Tiere/ Zusatz von organischem Material	Summe CO ₂ (mg)	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg)
13	Nunc-Döschen in Weckgläsern	Gips-Aktivkohle-Boden	6/6	300mg Hefe	10,341	0,074
			27/24	500 F. c./ 300mg Hefe	71,351	0,125
				500 F. c./ 300mg Luzerne	18,376	0,032
				500 F. c./ 300mg Maisblatt	13,320	0,023

Tab. 9: Atmung von Collembolen-Individuen bei Fütterung mit Hefe

	mittl. CO ₂ -Ausstoß (Masse)		mittl. CO ₂ -Ausstoß (Volumen)	
100 F. candida	pro Stunde (mg)	0,018	pro Stunde (ml)	0,010
1 F. candida	pro Stunde (µg)	0,177	pro Stunde (µl)	0,097

5.6 Bodenatmung

Die Bodenatmung wird als ein Maß für Stoffwechselaktivität und somit Stoffumsatz im Boden angesehen (STOTZKY 1997, PAULI ET AL. 2000). Im Rahmen der Versuche 1 bis 12 wurden Langzeitatmungsmessungen durchgeführt.

Tab. 10 gibt zunächst einen ersten Überblick über die Größenordnung der Minima, Maxima und Mittelwerte der CO₂-Produktion bezogen auf die unterschiedlichen Substrate. Die Daten der einzelnen Spalten sind allerdings nur bedingt miteinander vergleichbar, da den Auswertungen jeweils eine unterschiedliche Anzahl von Versuchen zugrunde liegt und zudem die zugrunde liegenden Einzelwerte sich als Mittelwert auf Auswertungen über unterschiedlich lange Zeiträume beziehen.

 Tab. 10: Maxima, Minima und Mittelwerte der CO₂-Entwicklung in mg pro Stunde pro 100g der verwendeten Versuchssubstrate (TG) (tierfreie Ansätze, keine Berücksichtigung der Ergebnisse der autoklavierten Versuchsansätze und der Versuchsansätze mit Zugabe von organischem Material)

	Braunschweig n=8	Sickte n=2	LUFA 2.1 n=2
Minimum	0,017	0,017	0,036
Maximum	0,204	0,019	0,223
Mittelwert	0,078	0,018	0,13

Der gemittelte CO₂-Ausstoß pro 100g Versuchssubstrat (Trockengewicht) liegt zwischen 0,018 und 0,130mg CO₂/h. Die Atmungsrate in LUFA-Substrat scheint am höchsten, in Sickter Substrat am geringsten zu sein. Dieser Unterschied lässt sich statistisch nicht absichern, da die Stichprobenzahl zu klein ist.

Tab. 21 im Anhang gibt einen zusammenfassenden Überblick über alle Ergebnisse der Atmungsmessung. Dargestellt sind die absoluten Werte der Atmungsmessungen, das heißt die Mittelwerte der CO₂-Produktion in mg pro 100g Boden (Trockengewicht) pro Stunde (berechnet aus den Ergebnissen der gesamten Versuchsdauer) sowie die absolute und die relative Abweichung der CO₂-Produktion beim Einsatz von Collembolen. Auch der Tierbesatz wurde umgerechnet auf Tiere pro 100g Substrat (Trockengewicht). In der nachfolgenden Abb. 61 findet sich eine graphische Darstellung der prozentualen Änderung der CO₂-Produktion durch den Einsatz von Collembolen, ohne Berücksichtigung der Versuchsergebnisse bei Zusatz organischer Substanz. Der Übersichtlichkeit halber sind die Versuche primär sortiert nach dem Versuchssubstrat, sekundär nach dem Versuchsgefäß.

Die Atmungsrate wird durch unterschiedlichen Tierbesatz in unterschiedlichen Substraten und unterschiedlichen Gefäßen teils erhöht, teils erniedrigt.



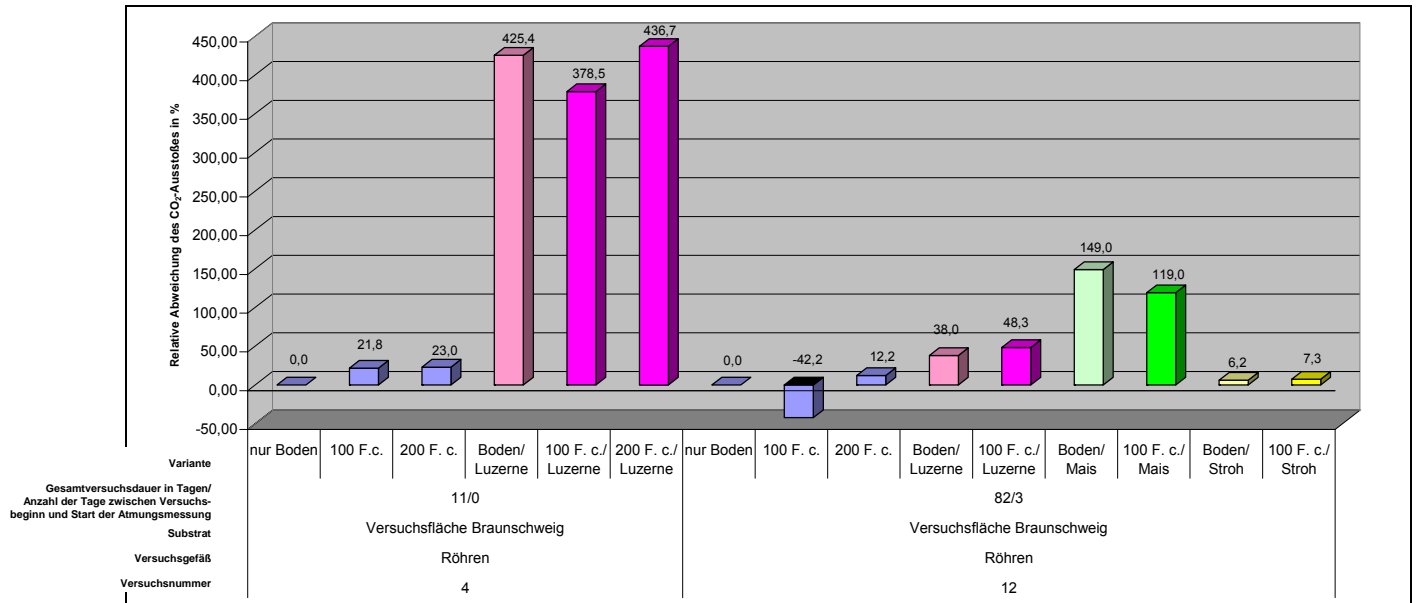


Abb. 62: Prozentuale Veränderung der Atmungsrate in den Versuchsansätzen mit Zusatz von organischem Material, Versuche 4 und 12
 Variante ohne Tiere und ohne org. Material: 0

Abb. 62 zeigt ergänzend zu Abb. 61 die Ergebnisse der Versuche 4 und 12 bei Zusatz von organischem Material. Zusatz von Luzerne oder Mais erhöhte die Atmungsrate mehr oder weniger deutlich, Zusatz von Stroh veränderte die Atmungsrate nur wenig.

Die Ergebnisse im Einzelnen sind in den Abbildungen 63 bis 86 dargestellt.

Um die Unterschiede der einzelnen Versuchsvarianten deutlicher erkennen zu können, wurden zusätzlich zu den Atmungsverlaufskurven auch die Summenkurven des während der gesamten Messung entstandenen CO₂ erstellt. Die Versuche in Weckgläsern und Röhren (mit laufender Belüftung) werden im Folgenden differenziert betrachtet, da es denkbar ist, dass die Belüftung die Atmungsrate beeinflusst hat.

5.6.1 Versuche in Weckgläsern

In insgesamt 8 Versuchen wurde Substrat von der **BBA-Versuchsfläche in Braunschweig** verwendet. In 4 Fällen handelte es sich dabei um Ansätze in Weckgläsern.

In **Versuch 1** (Abb. 63, 64) begann die auswertbare Atmungsmessung erst 75 Tage nach Versuchsstart, da zunächst mit unterschiedlichen NaOH-Gefäßen experimentiert wurde. Es zeigte sich, dass die Bodenatmung durch den Einsatz von 100 *F. candida* in 100g Boden erhöht wurde. Einsatz von 100 *X. corticalis* führte zu einem nahezu identischen Effekt. Der Einsatz von 200 *F. candida* führte dagegen zu einer Verminderung der Bodenatmung. Laut Friedman-Test waren die Unterschiede zwischen den Varianten signifikant. Der paarweise Vergleich der Varianten mit Hilfe des Wilcoxon-Tests ergab signifikante Unterschiede zwischen den unterschiedlichen Varianten, lediglich zwischen Besatz mit 100 *F. candida* und 100 *Xenylla corticalis* je 100g Boden gab es keine signifikanten Unterschiede.

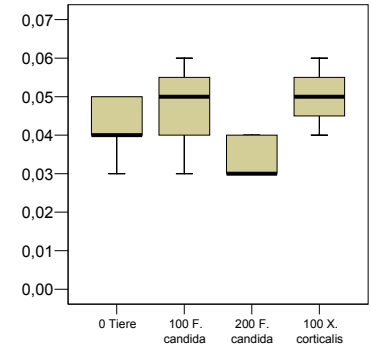
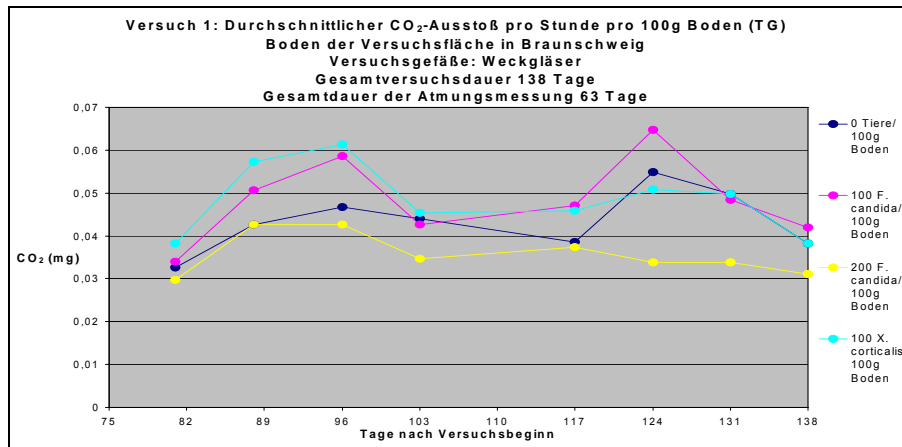


Abb. 63: Atmungsverlauf Versuch 1

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)

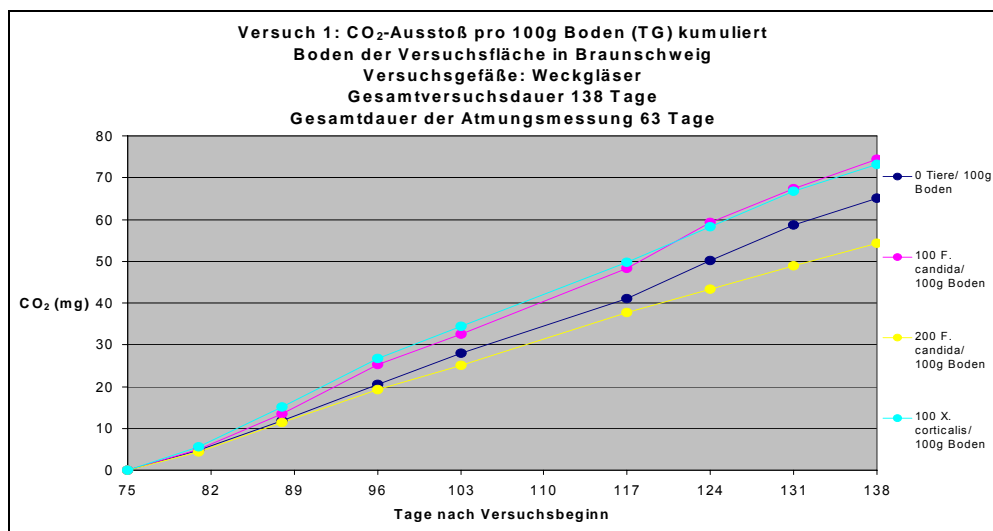


Abb. 64: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 1

Versuch 5 (Abb. 65, 66) wurde mit niedrigen Besatzdichten durchgeführt. Die Unterschiede zwischen den Varianten waren sehr gering und laut Friedman- und Wilcoxon-Tests nicht signifikant. Wasserzugabe hatte eine deutliche Erhöhung der Atmungsrate zur Folge.

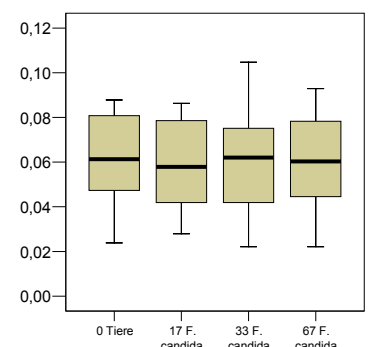
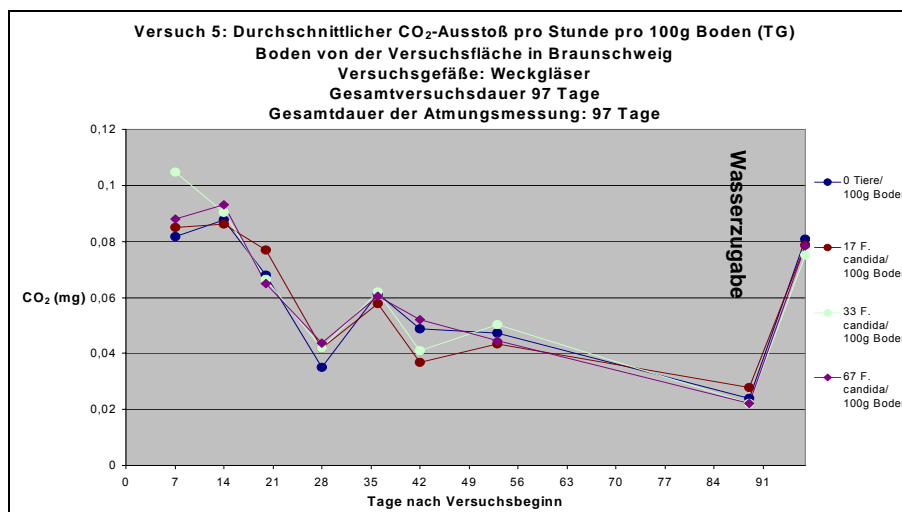
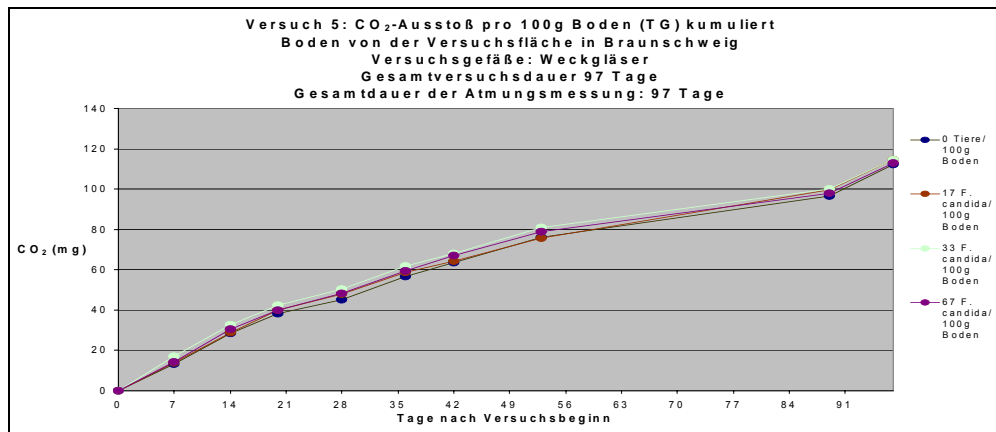


Abb. 65: Atmungsverlauf Versuch 5

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 66: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 5

Versuch 7 (Abb. 67, 68) wurde über einen besonders langen Zeitraum fortgeführt. Die Gesamtdauer betrug 187 Tage. In allen Besatzdichten, d.h. bei 20, 40, 100 und 200 *F. candida* pro 100g Substrat, zeigte sich eine durch Collembolen erhöhte Atmung. Die höchste Atmungsrate ergab sich bei Einsatz von 40 Tieren. Der Friedman-Test zeigte, dass es signifikante Unterschiede zwischen den Varianten gab. Zwischen tierfreier Variante und Besatz mit 20 *F. candida* ergab der Wilcoxon-Test keinen signifikanten Unterschied. Es wurden jedoch signifikante Unterschiede zwischen der tierfreien Variante und Besatz mit 40, 100 und 200 Tieren festgestellt. Ebenso signifikant waren die Unterschiede zwischen 20 und 40, 20 und 100 sowie 40 und 100 Tieren. Der Besatz mit 200 Tieren unterschied sich nicht signifikant von dem Besatz mit 20, 40 oder 100 Tieren.

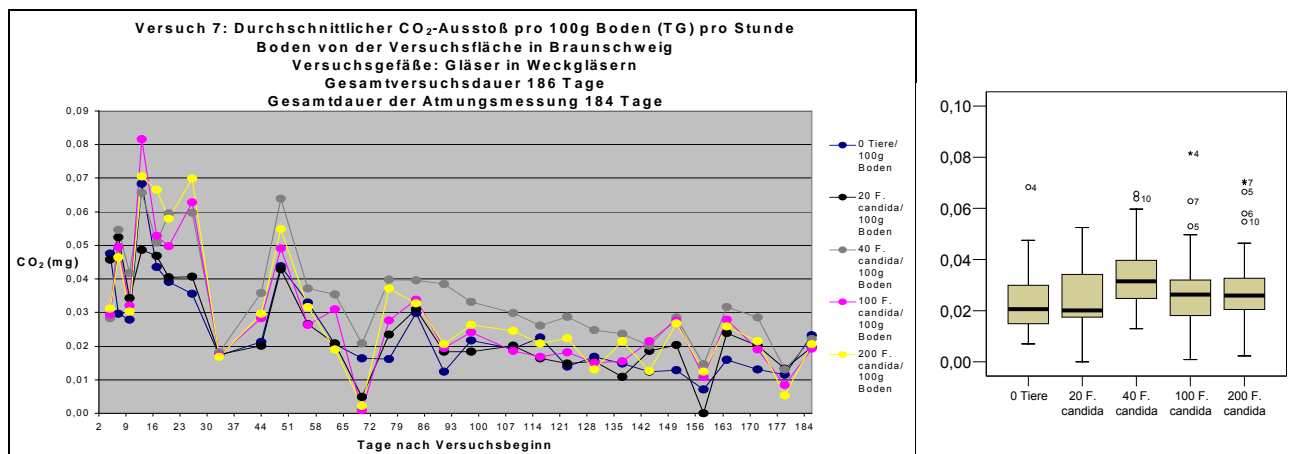
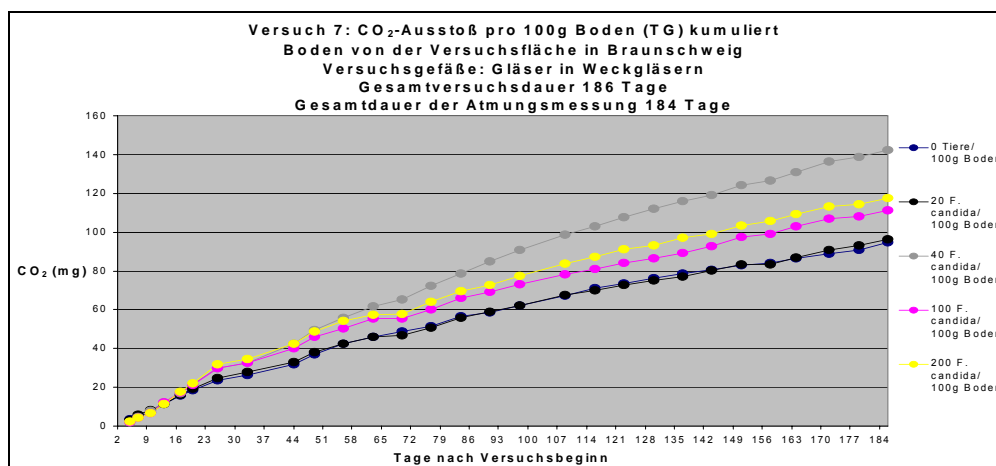


Abb. 67: Atmungsverlauf Versuch 7

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 68: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 7

Bei **Versuch 11** (Abb. 69, 70) zeigte sich eine Verminderung der Atmung bei Einsatz von 100 oder 167 *F. candida* pro 100g Boden, wobei die Unterschiede zwischen tierfreiem Substrat und beiden Besatzdichten jeweils signifikant waren, der Unterschied zwischen den beiden Besatzdichten war nicht signifikant. Durch Beimengungen von **Maisblatt, Luzerne-mehl und Roggenstroh** wurden die Atmungsraten jeweils so stark erhöht, dass keine auswertbaren Versuchsergebnisse zustande kamen. In allen Fällen war jeweils die gesamte Lauge umgesetzt.

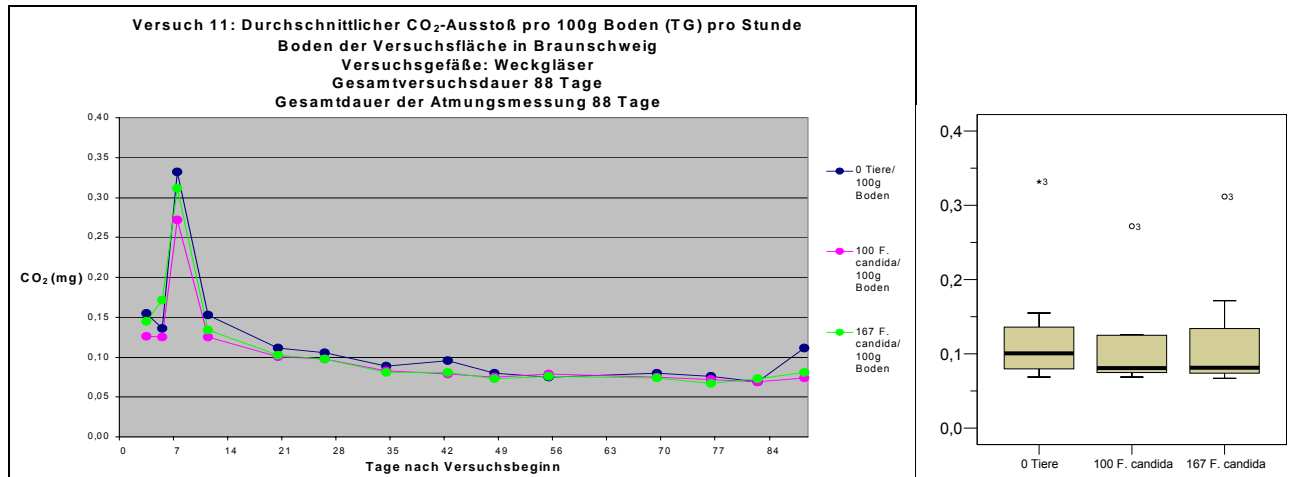


Abb. 69: Atmungsverlauf Versuch 11

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)

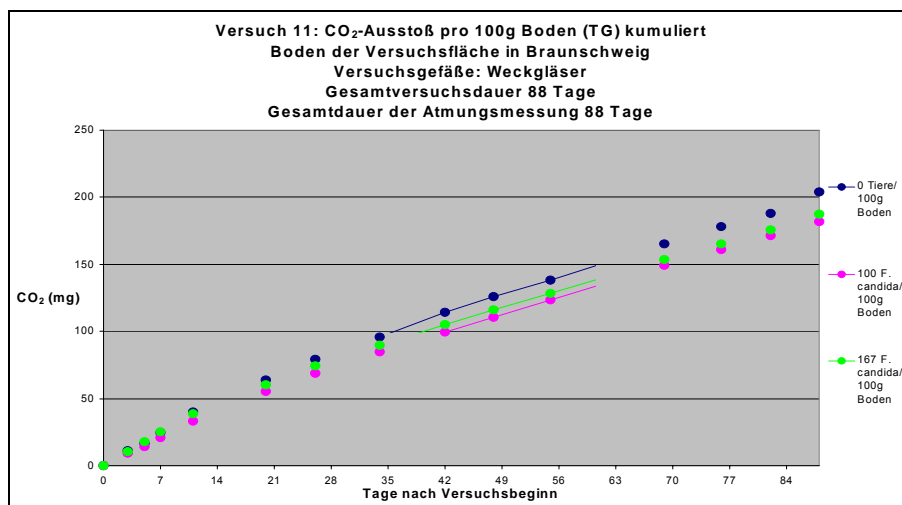


Abb. 70: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 11

In 2 weiteren Versuchen in Weckgläsern wurde **Standardboden 2.1 von der LUFA** verwendet.

In **Versuch 2** (Abb. 71, 72) zeigte sich in der Summe eine minimale Verminderung der Bodenatmung bei Einsatz von 167 *F. candida*, eine stärkere Verminderung bei Einsatz von 333 Tieren. Der Wilcoxon-Test ergab einen signifikanten Unterschied zwischen dem Besatz mit 167 und dem Besatz mit 333 Tieren.

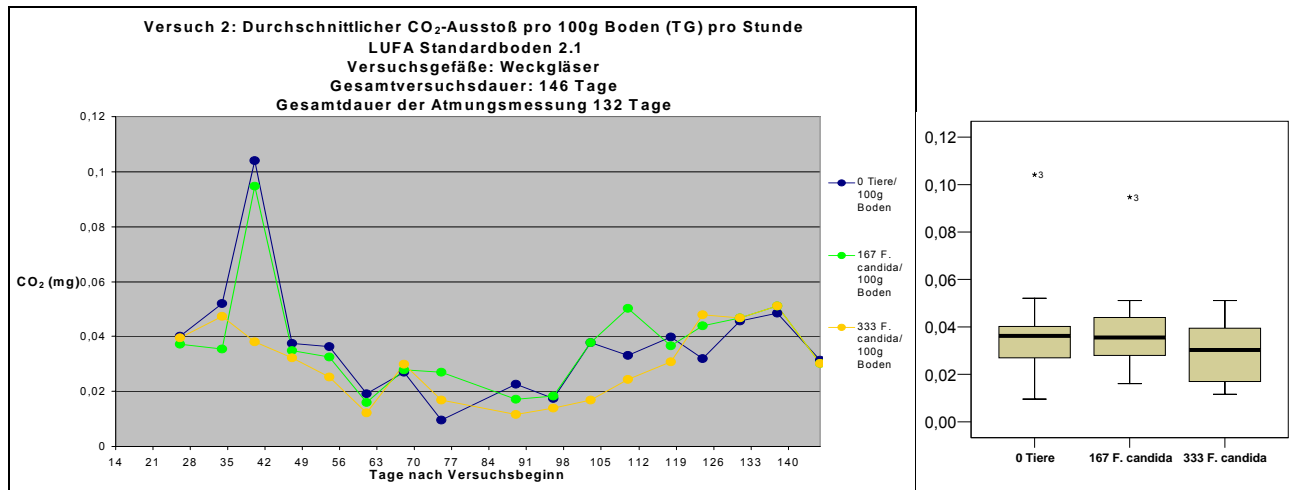


Abb. 71: Atmungsverlauf Versuch 2

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)

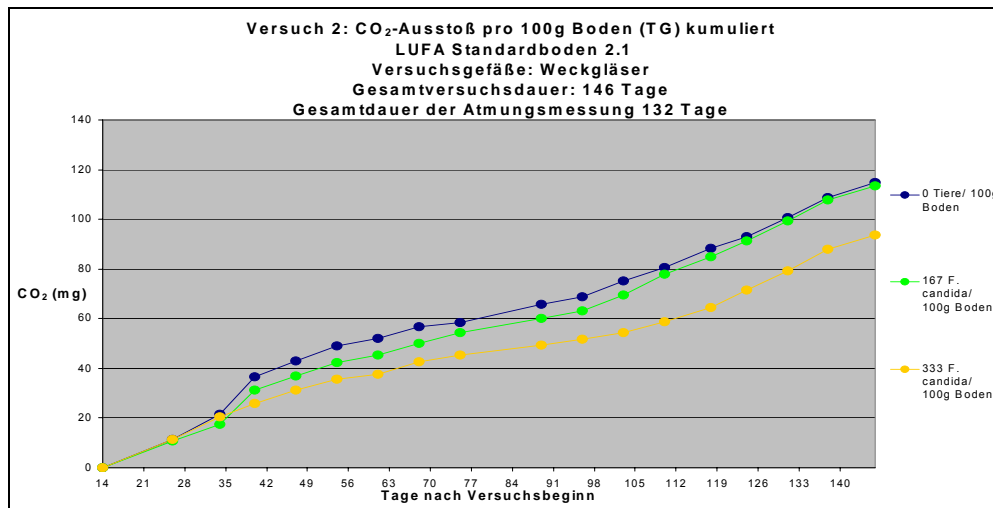


Abb. 72: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 2

In **Versuch 3** (Abb. 73, 74) zeigte sich vor allem beim Vergleich der Summenkurven ein zu Versuch 2 konträres Ergebnis: geringe Erhöhung der Gesamt-Atmung bei Besatz mit 333 *Folsomia candida*, etwas stärker erhöhte Atmung bei Besatz mit 167 Tieren, wobei sich die Unterschiede zwischen den Varianten statistisch nicht absichern ließen.

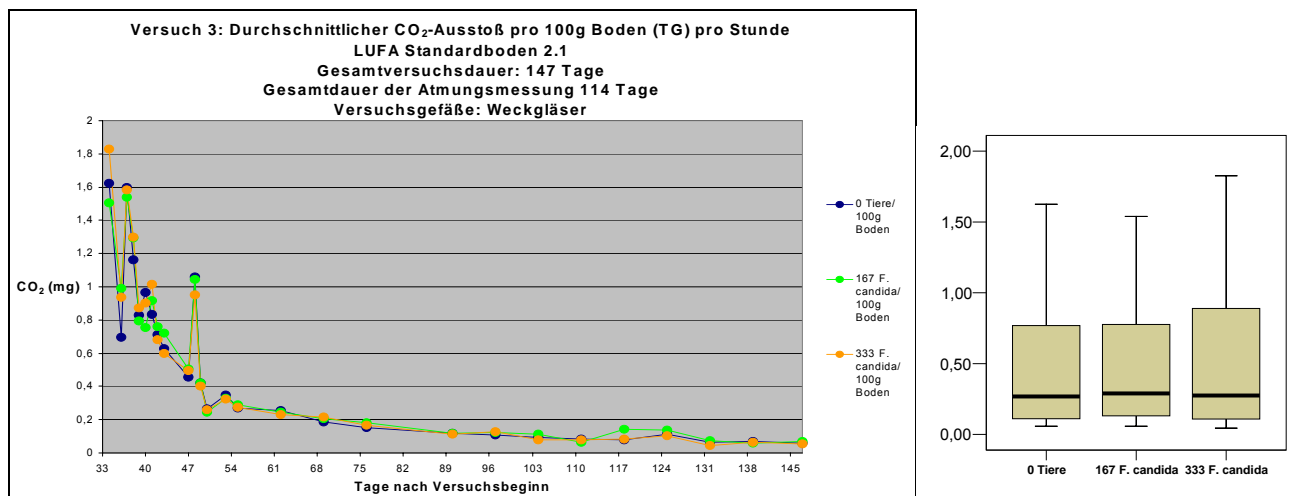
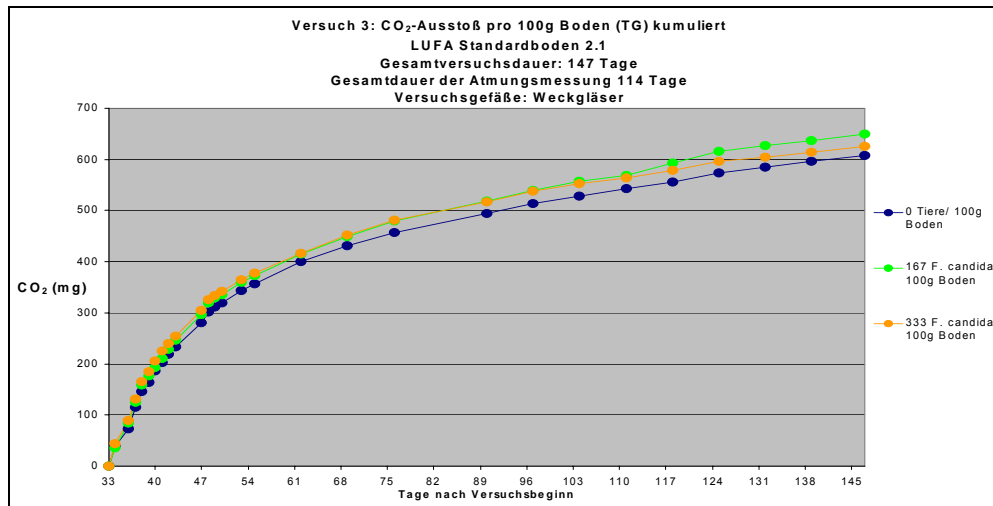


Abb. 73: Atmungsverlauf Versuch 3

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 74: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 3

5.6.2 Versuche in Glasröhren

In 4 Versuchen wurde Substrat von der BBA-Versuchsfläche in **Braunschweig** als Versuchssubstrat in Glasröhren mit konstanter Belüftung verwendet.

In **Versuch 4** (Abb. 75, 76), der insgesamt nur über 11 Tage lief, zeigte sich in Substrat ohne Zusatz organischer Substanz eine erhöhte Bodenatmung sowohl bei Einsatz von 100 als auch von 200 *F. candida*. Zugabe von **Luzernemehl** (0,5g/100g Boden) erhöhte die Bodenatmung deutlich gegenüber Substrat ohne Zusatz. 100 Collembolen erniedrigten die Atmungsrate in Substrat mit Luzerne-Zusatz, 200 Collembolen erhöhten sie leicht. Der Friedman-Test zeigte, dass es signifikante Unterschiede zwischen den Varianten gab. Die Unterschiede ließen sich jedoch mit Hilfe des Wilcoxon-Tests beim paarweisen Vergleich der Varianten wegen der kurzen Versuchsdauer und dem damit verbundenen geringen Stichprobenumfang nicht absichern. Die Atmung nahm in allen Varianten während der Versuchsdauer ab.

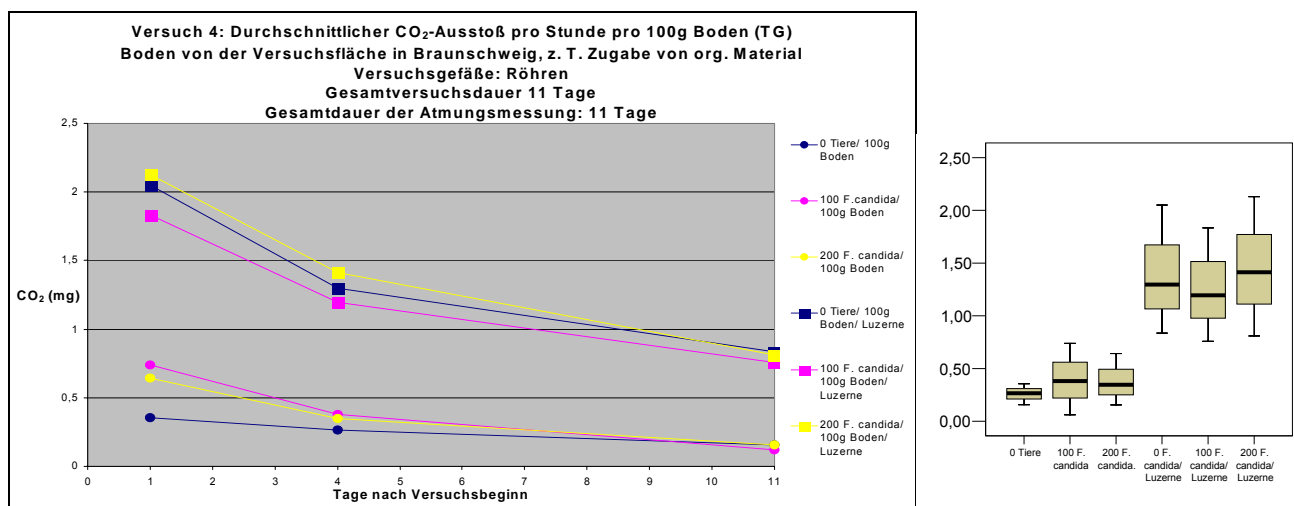
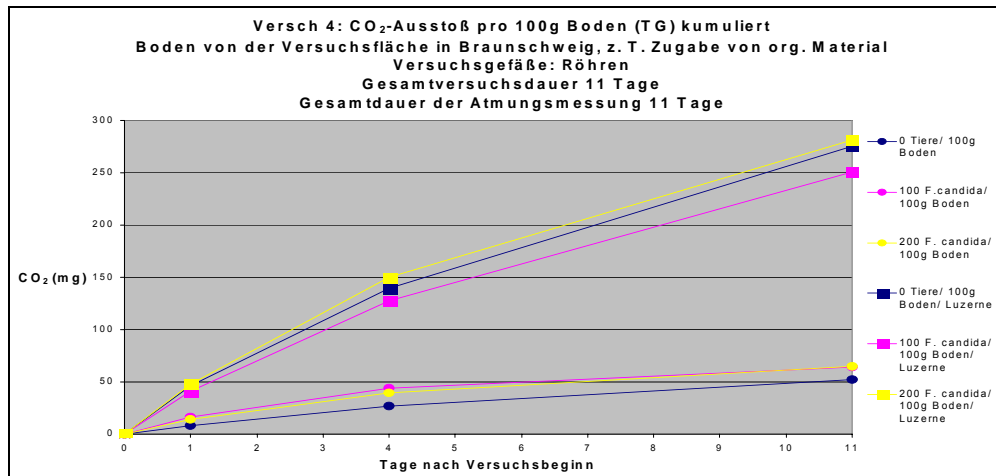


Abb. 75: Atmungsverlauf Versuch 4

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 76: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 4

In **Versuch 6** (Abb. 77, 78) wurde mit insgesamt höheren Tierbesatzzahlen gearbeitet. Bei Einsatz von 80 *F. candida* in 100g Boden zeigte sich eine geringe Erhöhung der Atmung, bei 200 und 400 Collembolen verminderte sich die Atmung. Ein signifikanter Unterschied war nur zwischen dem Besatz mit 80 und 200 Tieren erkennbar. Autoklavieren ergab keinen signifikanten Unterschied in der Atmungsrate. Besatz des autoklavierten Substrates mit 200 *F. candida* ergab zwar zu Versuchsbeginn eine Erhöhung der Atmungsrate, die sich auch in der Summenkurve niederschlägt, insgesamt unterschied sich aber auch die Atmungsrate dieses Versuchsansatzes nicht signifikant von den anderen Varianten.

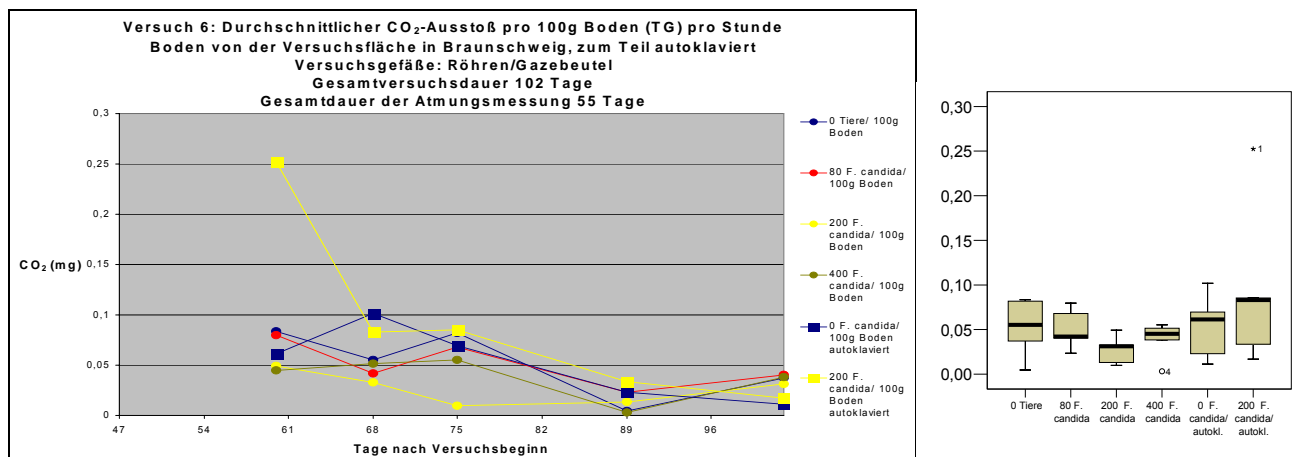
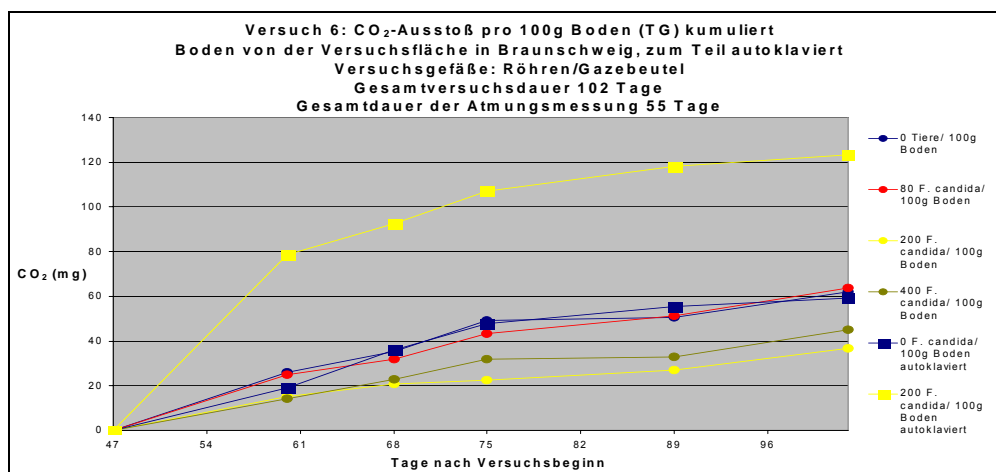


Abb. 77: Atmungsverlauf Versuch 6

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 78: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 6

Versuch 8 (Abb. 79, 80) ergab bei fast allen Besatzvarianten, d. h. bei 50, 100 und 200 Tieren pro 100g Boden, eine erhöhte Atmungsrate. Bei Besatz mit 20 *F. candida* zeigte sich allerdings eine Verminderung. Die Unterschiede zwischen dem Besatz mit 20 Tieren und allen anderen Besatzdichten waren signifikant. Die tierfreie Variante unterschied sich signifikant vom Besatz mit 20, 50 und 200 Tieren.

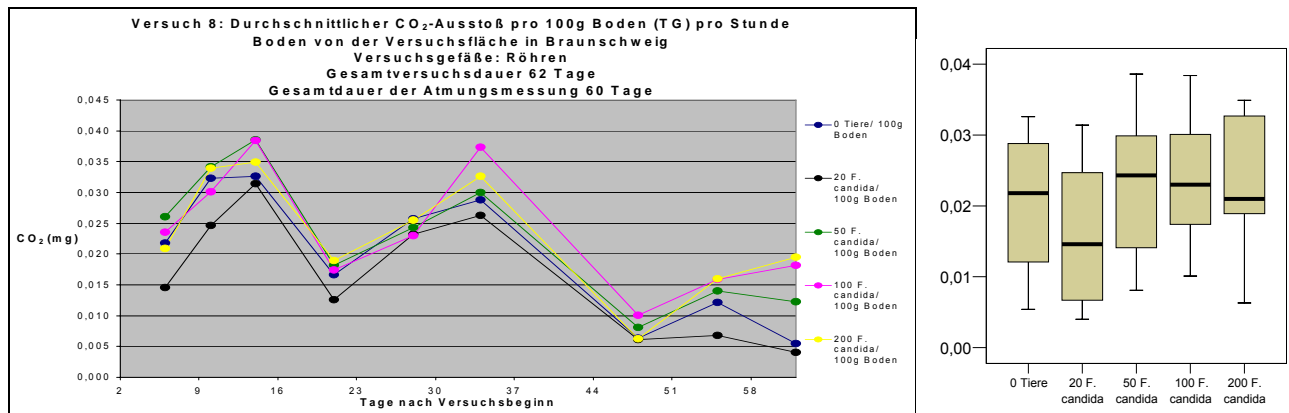


Abb. 79: Atmungsverlauf Versuch 8

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)

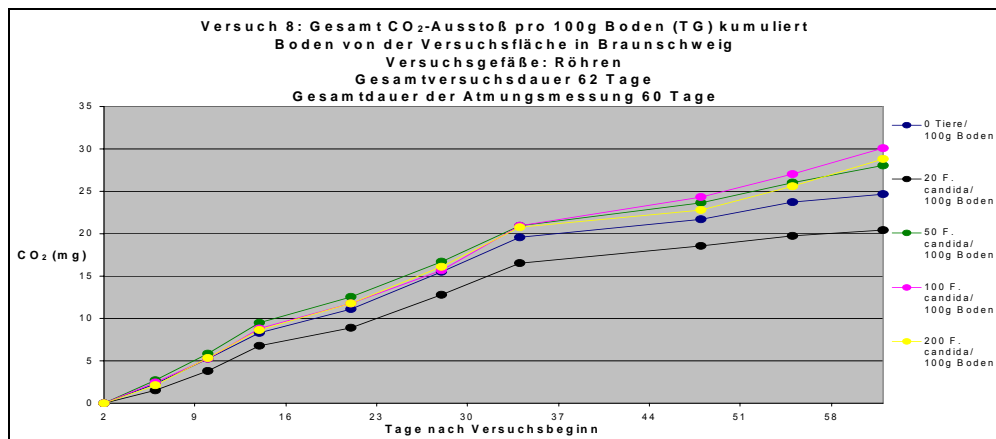


Abb. 80: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 8

In **Versuch 12** (Abb. 81, 82) zeigte sich eine Verminderung der Atmung bei Einsatz von 100 *F. candida* pro 100g Boden, eine leichte Erhöhung beim Einsatz von 200 Tieren. Die Unterschiede zwischen der tierfreien Variante und beiden Besatzdichten waren nicht signifikant, zwischen dem Besatz mit 100 und 200 Tieren wurde jedoch ein signifikanter Unterschied festgestellt.

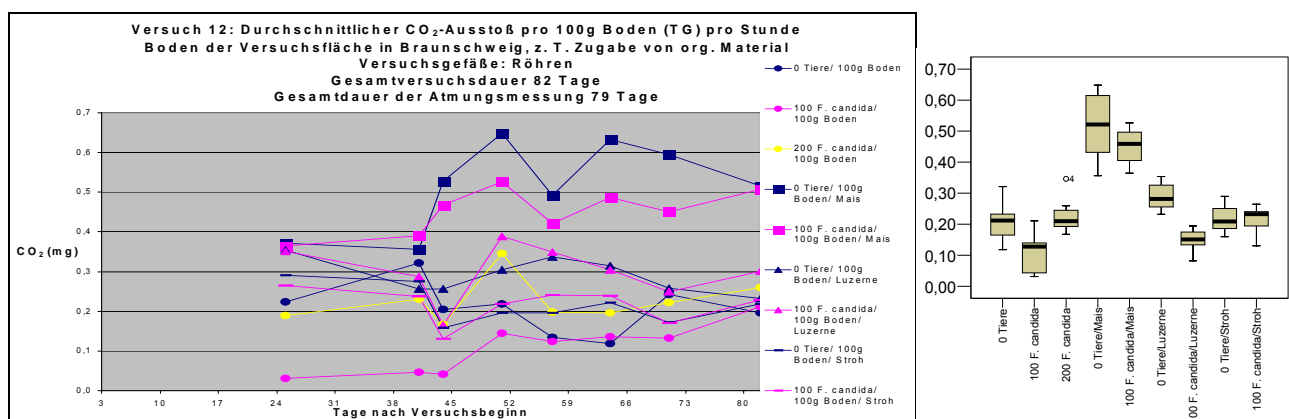
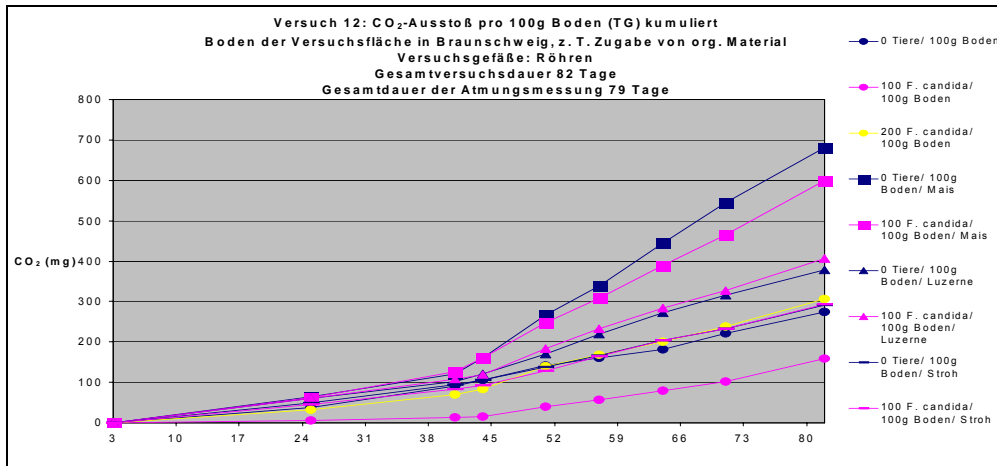


Abb. 81: Atmungsverlauf Versuch 12

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 82: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 12

In Versuch 12 zeigte sich eine deutliche Erhöhung der Atmungsrate durch die Zugabe von **Maisstroh**, die mit oder ohne Tierbesatz gegenüber allen anderen Varianten signifikant war. Auch zwischen den beiden Varianten mit Maisstroh (ohne bzw. mit Tierbesatz) ergab sich ein signifikanter Unterschied, wobei 100 *F. candida* die hohe Atmungsrate in der Maisvariante erniedrigten. Eine geringere, aber ebenfalls signifikante, Erhöhung der Atmungsrate gegenüber den Varianten ohne organischen Zusatz wurde ohne Tierbesatz durch **Luzernemehl** hervorgerufen. Zusatz von jeweils 100 *F. candida* erhöhte die Atmungsrate gegenüber der tierfreien Variante signifikant. Die Luzerne-Varianten unterschieden sich nicht nur von allen Mais-, sondern auch von allen Strohvarianten signifikant. Eine minimale, nicht signifikante Erhöhung der Atmung wurde bei Zusatz von **Strohhäcksel** festgestellt. Auch der Besatz mit 100 *F. candida* brachte gegenüber der tierfreien Variante nur eine leichte, nicht signifikante Erhöhung der Atmungsrate. Der Unterschied der Stroh-Varianten zu den Mais- und Luzerne-Varianten war signifikant.

In 2 Versuchen wurde Substrat von der BBA-Versuchsfläche in **Sickte** in Glasröhren mit konstanter Belüftung als Versuchssubstrat verwendet.

In **Versuch 9** (Abb. 83, 84) zeigte sich eine erniedrigte Atmung bei Besatz mit 20 (signifikant) und 200 *F. candida* (nicht signifikant) in 100g Boden, eine erhöhte Atmungsrate bei Besatz mit 50 (signifikant) und 100 Tieren (nicht signifikant). Auch die Unterschiede zwischen Besatz mit 20 und 50, 20 und 100, 50 und 200 sowie 100 und 200 Tieren waren signifikant, während die Unterschiede zwischen 50 und 100 sowie zwischen 20 und 200 Tieren nicht signifikant waren.

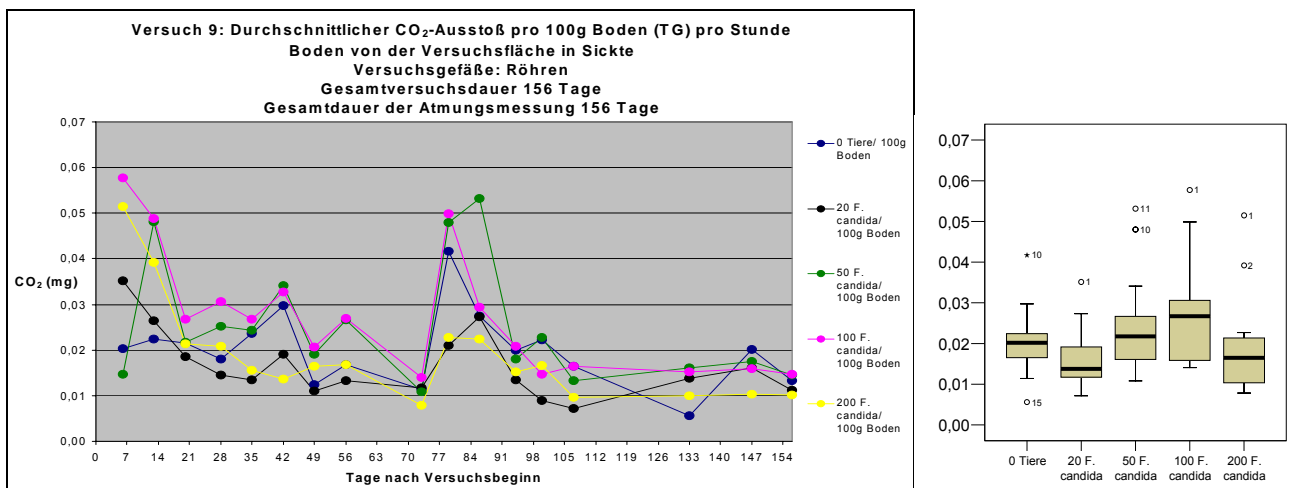
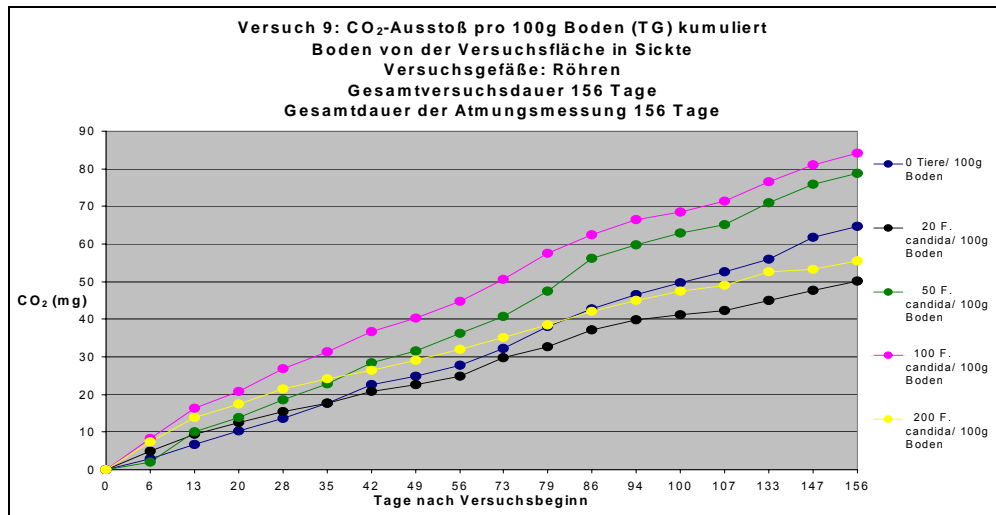


Abb. 83: Atmungsverlauf Versuch 9

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 84: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 9

In **Versuch 10** (Abb. 85 und 86) zeigte sich ein ähnlicher Effekt wie in Versuch 9: erniedrigte Atmung bei 10 (signifikant), 50 und 100 Collembolen (nicht signifikant) in 100g Boden, erhöhte Atmung bei Einsatz von 20 *F. candida* (nicht signifikant). Beim Vergleich der unterschiedlichen Besatzdichten ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen Besatz mit 10 und 20, 10 und 50, 20 und 50, 20 und 100 sowie 20 und 200 Tieren.

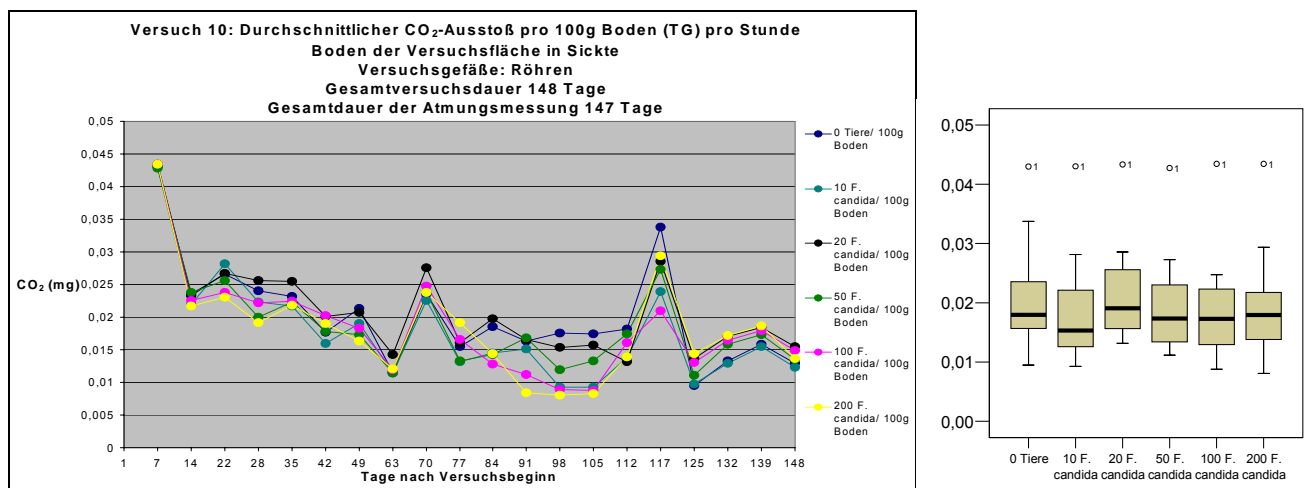
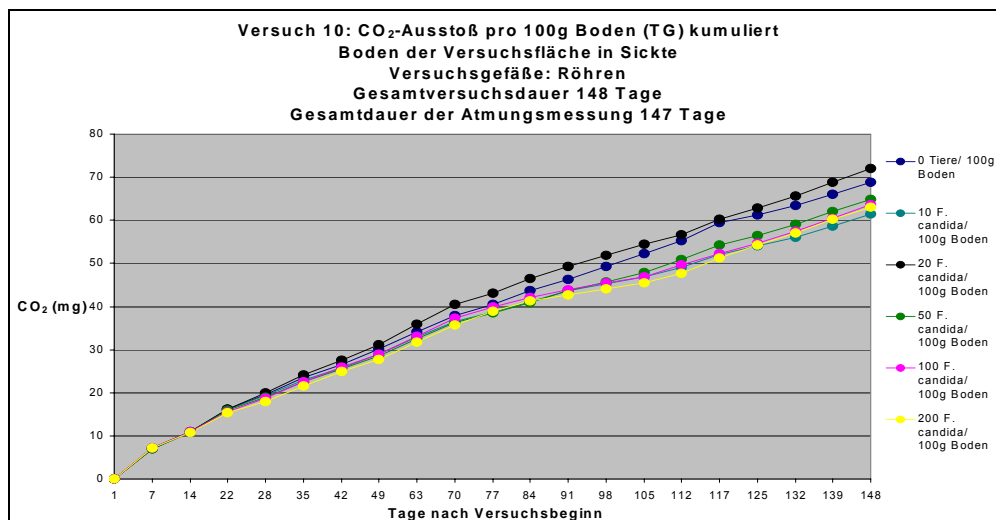


Abb. 85: Atmungsverlauf Versuch 10

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum der Atmungsraten (CO₂ pro 100g Substrat in mg/h)


 Abb. 86: Kumulierte CO₂-Entwicklung Versuch 10

5.7 Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff

Eine Bestimmung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff wurde zum Abschluss der Langzeitversuche 7 bis 12 sowie wöchentlich im Rahmen der Regenzglasversuche III, V und VII bis X durchgeführt. Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 22 und 23.

5.7.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

In den **Versuchen 7** (Abb. 87), **8** (Abb. 88), **11** (Abb. 89), und **12** (Abb. 90) wurde Substrat von der Braunschweiger Fläche verwendet, in den **Versuchen 9** (Abb. 91) und **10** (Abb. 92) von der Sickter Versuchsfläche.

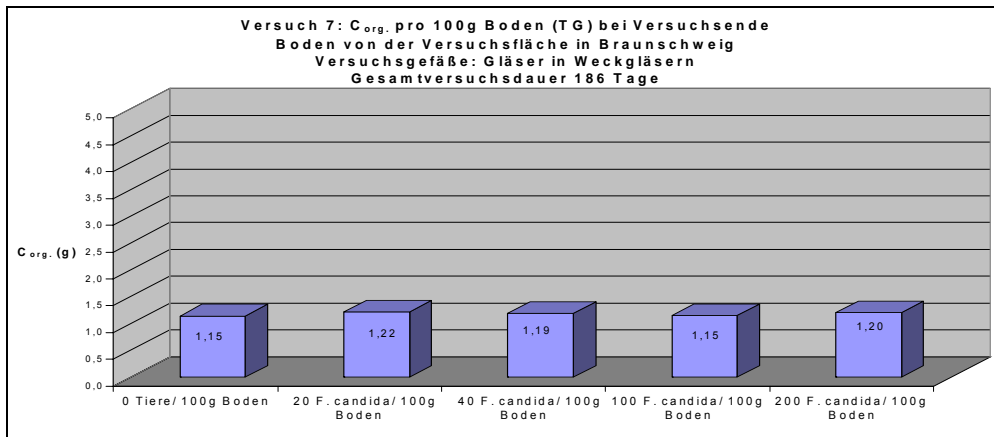


Abb. 87: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 7

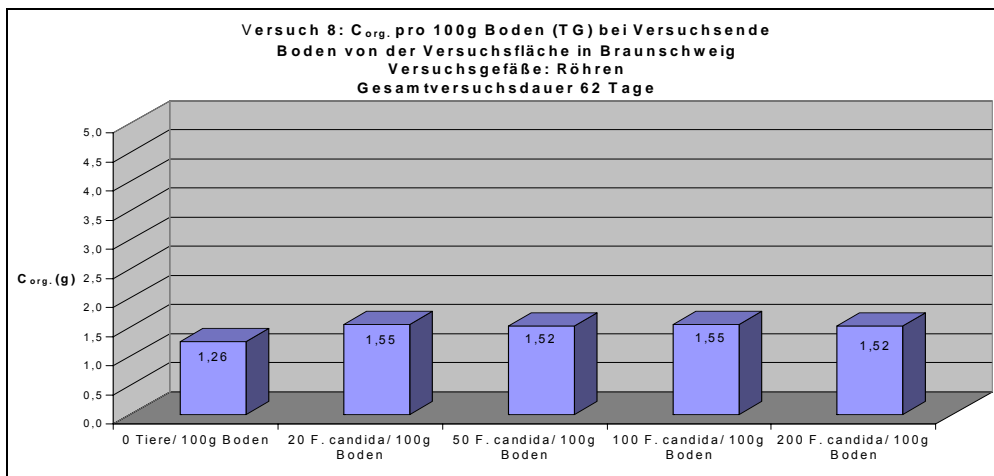


Abb. 88: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 8

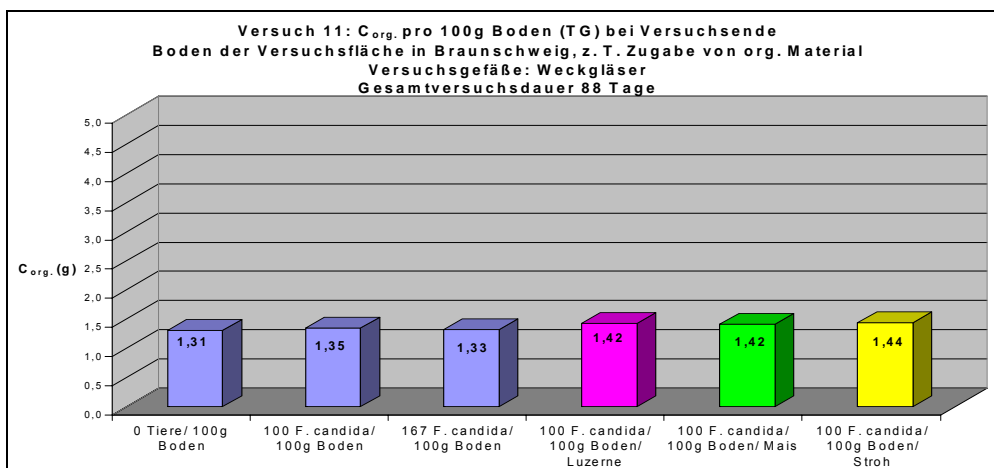


Abb. 89: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 11

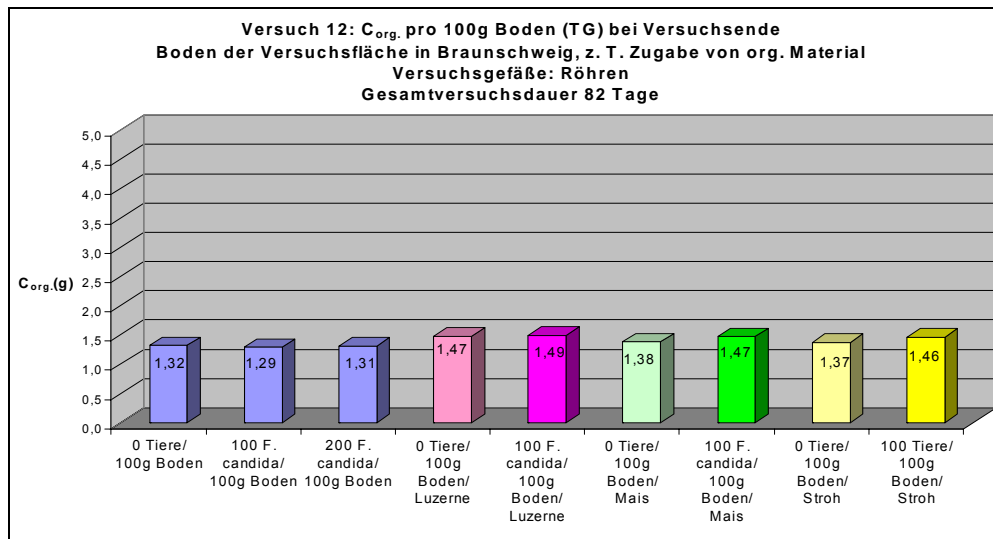


Abb. 90: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 12

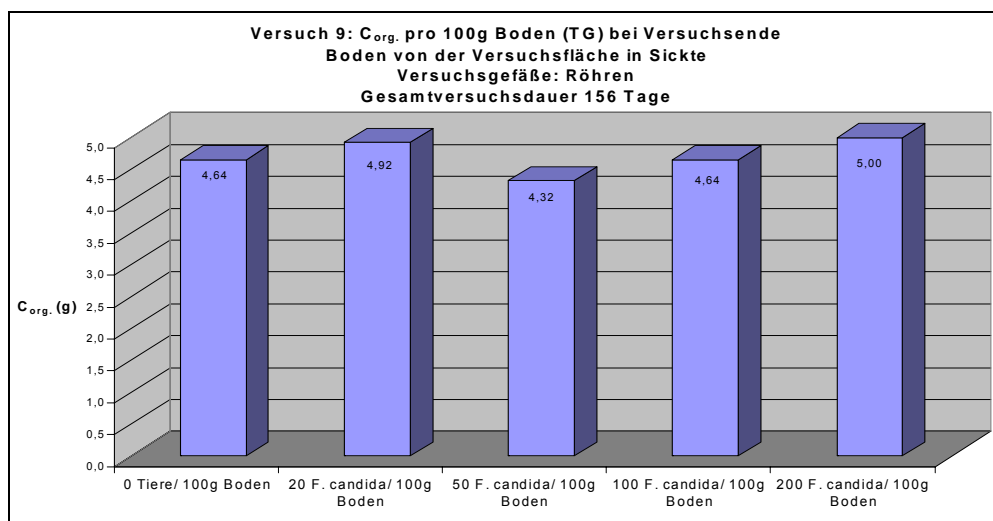


Abb. 91: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 9

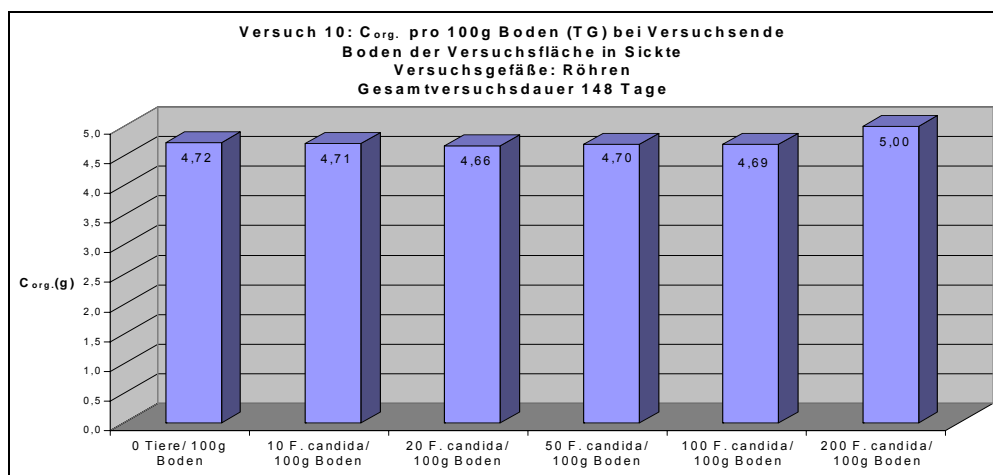


Abb. 92: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 10

Der Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff ist beim Sickter Substrat deutlich höher als beim Braunschweiger. Die meisten Untersuchungsergebnisse des Braunschweiger Substrates (siehe Versuche 7, 8, 11) zeigten einen durch den Tierbesatz erhöhten Gehalt an C_{org.} Versuch 12 zeigte allerdings ein gegensätzliches Ergebnis. Beim Sickter Substrat (Versuche 9 und 10) waren die Ergebnisse nicht eindeutig. Zusatz von organischen Substanzen führte zu einer Erhöhung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff.

5.7.2 Reagenzglasversuche

A. nicht autoklavierte Ansätze

In **Versuch VII** (Abb. 93; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Verticillium nigrescens*/g Substrat) zeigte sich durch *F. candida* nach 2 und 3 Wochen eine Erhöhung, nach 4 und 5 Wochen eine Erniedrigung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff. Insgesamt war der Unterschied zur Variante ohne Tiere nicht signifikant.

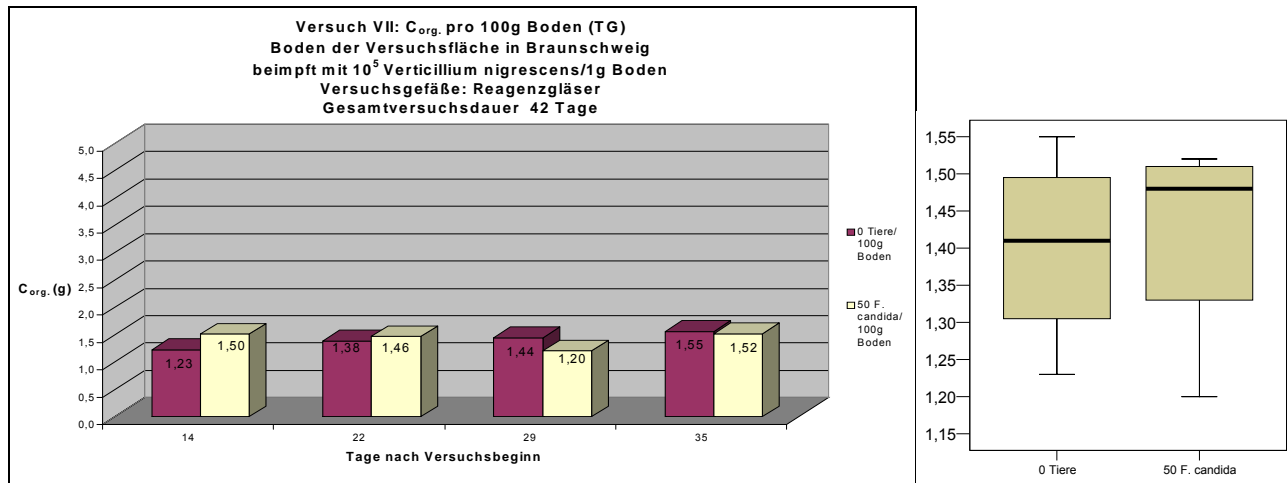


Abb. 93: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum C_{org.} (g pro 100g Substrat)

Unter Zusatz von Stroh, Luzerne oder Maisblatt (**Versuch VIII**, Abb. 94; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g Substrat) zeigte sich erwartungsgemäß generell eine Erhöhung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff gegenüber dem Substrat ohne zugesetztes organisches Material. In der Variante mit Stroh-Zugabe war der Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff durch die Anwesenheit von 50 *F. candida*/100g Substrat nach 7, 21 und 30 Tagen Versuchsdauer zusätzlich erhöht. Nach 14, 37 und 44 Tagen war der Anteil an organisch gebundenem Kohlenstoff im Versuchssubstrat mit Tierbesatz gegenüber den tierfreien Ansätzen erniedrigt. Bei Luzerne-Zugabe ließ sich nach 14 und 30 Tagen eine Erniedrigung, nach 44 Tagen eine Erhöhung des organisch gebundenen Kohlenstoffs durch die Tiere feststellen. Einsatz von Collembolen führte im Substrat mit Maisblatt-Zugabe nach 7, 37 und 44 Tage zu einer Erniedrigung, nach 14, 21 und 30 Tagen zu einer Erhöhung des C_{org.}-Gehaltes (wobei die Erniedrigung nach 30 Tagen nur sehr gering ausfiel). Beim paarweisen Vergleich aller Varianten ergaben sich keine signifikanten Unterschiede.

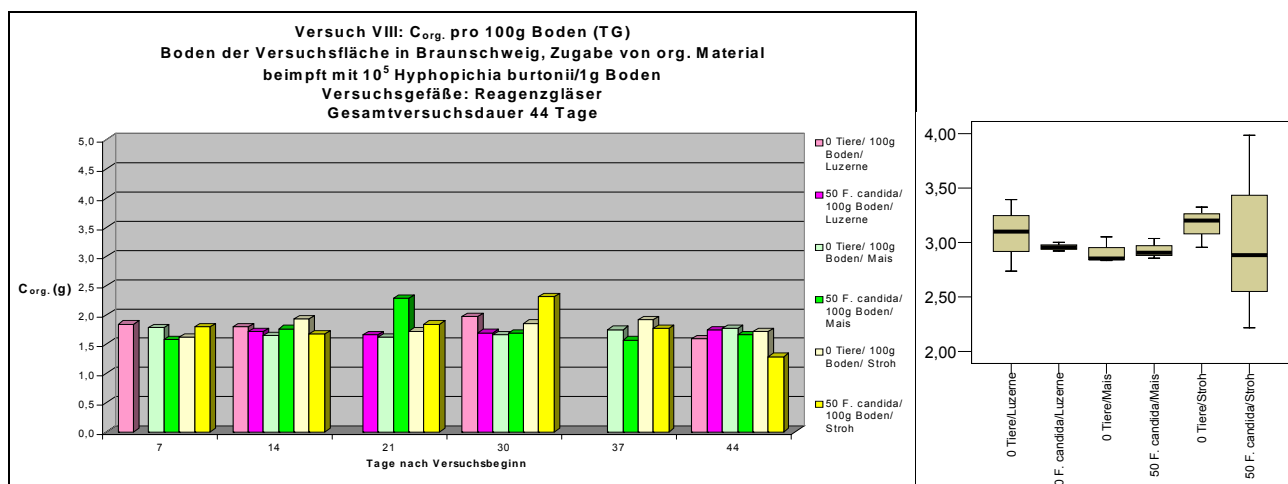


Abb. 94: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum C_{org.} (g pro 100g Substrat)

In **Versuch X** (Abb. 95; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g Substrat) wurde der Einfluss von zwei weiteren Collembolenarten untersucht. Bei Besatz mit 50 *Sinella coeca* war die $C_{org.}$ -Konzentration an 4 der 5 Untersuchungstermine erhöht, bei Besatz mit *Xenylla corticalis* ließ sich an nur 2 von 5 Terminen eine Erhöhung feststellen. Insgesamt waren die Unterschiede zwischen den 3 Varianten nicht signifikant.

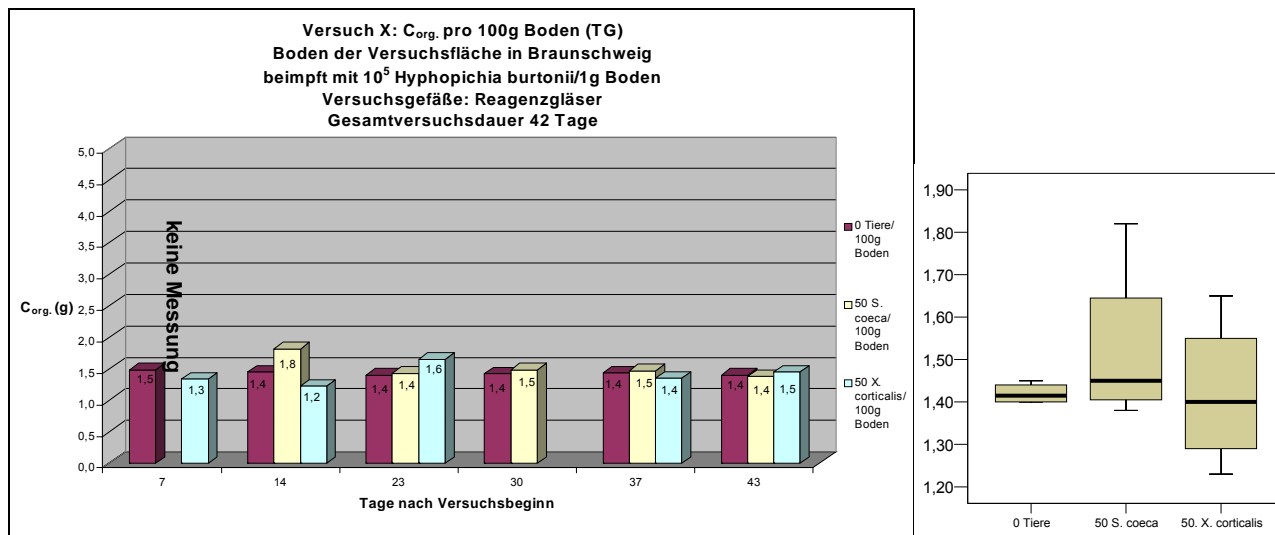


Abb. 95: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum $C_{org.}$ (g pro 100g Substrat)

B. autoklavierte Ansätze

Versuch III (Abb. 96; Braunschweiger Boden und Sickter Boden, autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g Substrat) zeigte nochmals (siehe Kap. 5.7.1) den höheren Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff des Sickter Substrates gegenüber dem Braunschweiger Substrat. Tierbesatz in der Größenordnung von 20 und 50 Tieren in 100g Boden führte bei beiden Substraten zu einer Erhöhung des $C_{org.}$ -Gehaltes. 100 Tiere verminderten den $C_{org.}$ -Gehalt des Braunschweiger Substrates. Es zeigten sich beim Vergleich der einzelnen Varianten allerdings keinerlei signifikante Unterschiede.

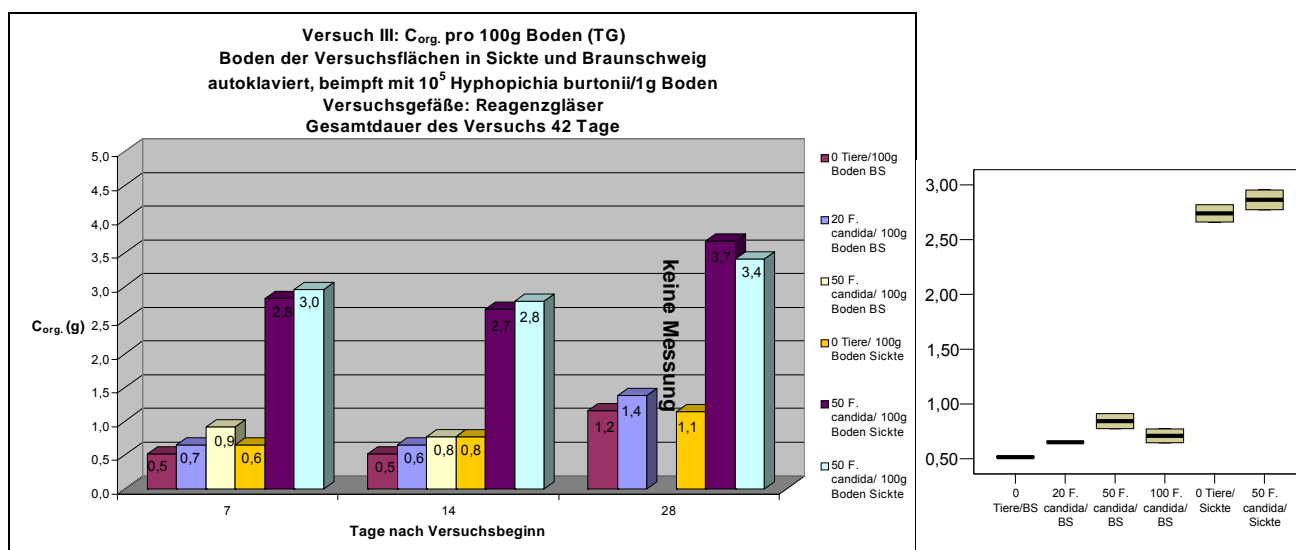
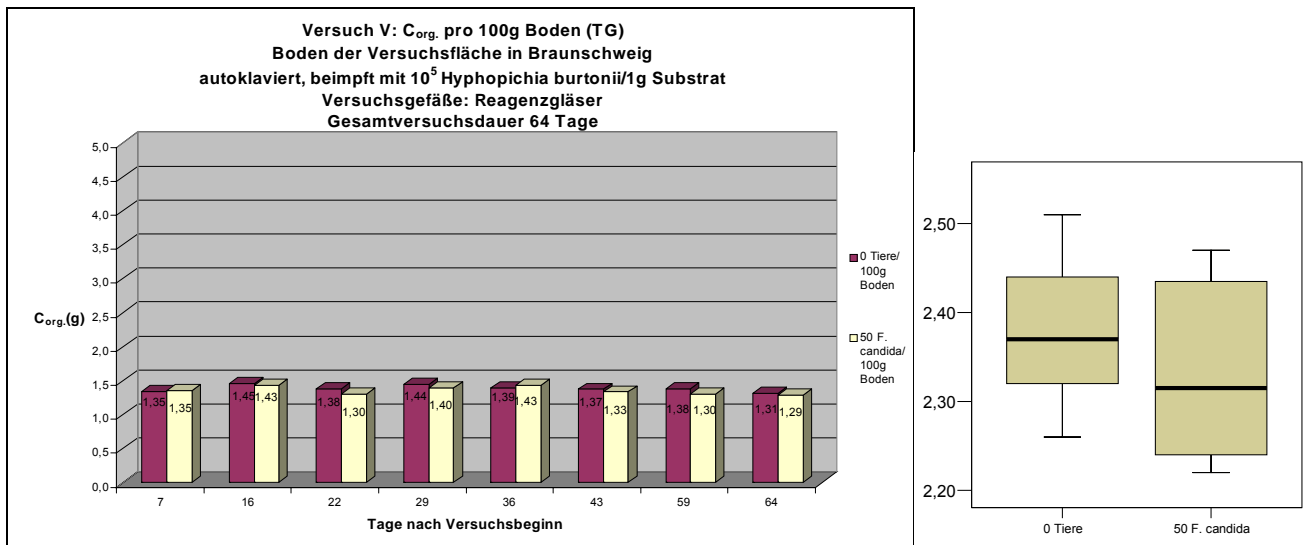


Abb. 96: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch III

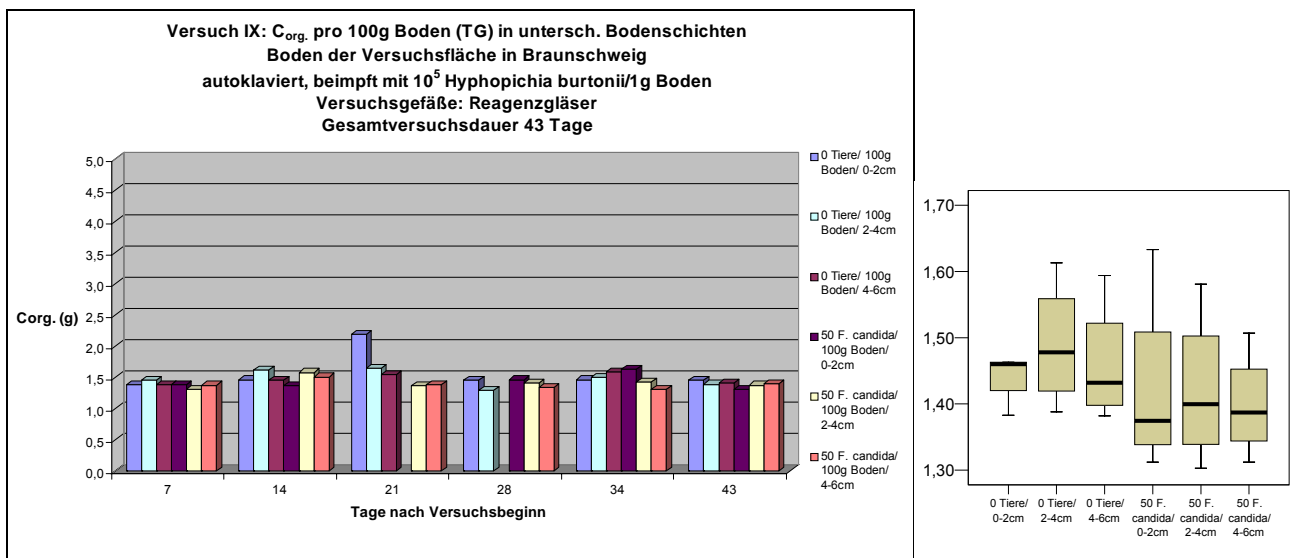
Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum $C_{org.}$ (g pro 100g Substrat)

Versuch V (Abb. 97; Braunschweiger Boden, autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g Substrat) zeigte in der Variante mit Tieren eine Erhöhung des $C_{org.}$ -Gehaltes an 2,

eine Erniedrigung an 6 der 8 Untersuchungstermine. Insgesamt war kein signifikanter Unterschied zwischen den Varianten mit und ohne Tierbesatz festzustellen.



In **Versuch IX** (Abb. 98; Braunschweiger Substrat, autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g Substrat) wurde die Entwicklung der C_{org.}-Konzentration in unterschiedlichen Bodenschichten untersucht. Der Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff unterschied sich in den 3 Bodenschichten nicht grundlegend. Der Unterschied, der sich durch die Tiere ergab, war gering. An den meisten Untersuchungsterminen ließ sich durch 50 *F. candida*/100g Substrat eine leichte Erniedrigung des C_{org.} feststellen. Weder zwischen den einzelnen Bodenschichten noch zwischen dem Besatz mit 0 oder 50 Tieren waren die Unterschiede signifikant.



5.8 Gehalt an Nitrat

Zum Abschluss des Langzeitversuches 12 sowie im Verlauf der Reagenzglasversuche IV bis X wurde der Nitratgehalt der Versuchssubstrate bestimmt. Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in Tab. 24.

5.8.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

In **Versuch 12** (Abb. 99; Braunschweiger Substrat, Röhrenversuch) zeigte sich nach 82 Tagen Versuchsdauer sowohl in den Versuchsansätzen mit als auch in denen ohne Zusatz organischen Materials in allen Fällen in den Varianten mit Tierbesatz ein höherer Nitratgehalt als in denen ohne. Die Tierdichte betrug 100 bzw. 200 je 100g Substrat. Vergleicht man nur die tierfreien Varianten zeigt sich, dass Zusatz von Luzerne oder Maisblatt den Nitratgehalt erhöhten, Strohzugabe jedoch zu einer starken Verminderung des Nitratgehaltes gegenüber den Versuchsansätzen ohne organische Substanz führt.

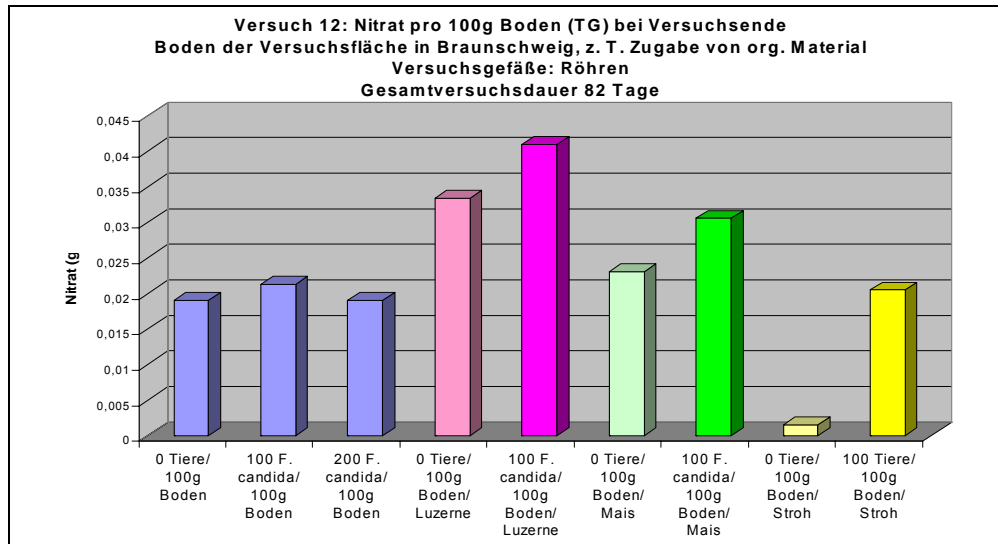


Abb. 99: Nitratgehalt Versuch 12

5.8.2 Reagenzglasversuche

A. nicht autoklavierte Ansätze

Versuch IV (Abb. 100; LUFA-Standardboden 2.1, beimpft mit 10^5 *Verticillium nigrescens*/g) zeigte keine signifikanten Unterschiede im Nitratgehalt zwischen tierbesetzten und tierfreien Proben. Während der Versuchsdauer von 6 Wochen war der Nitratgehalt bei Tierbesatz an 2 Untersuchungsterminen erhöht, an 3 Terminen erniedrigt.

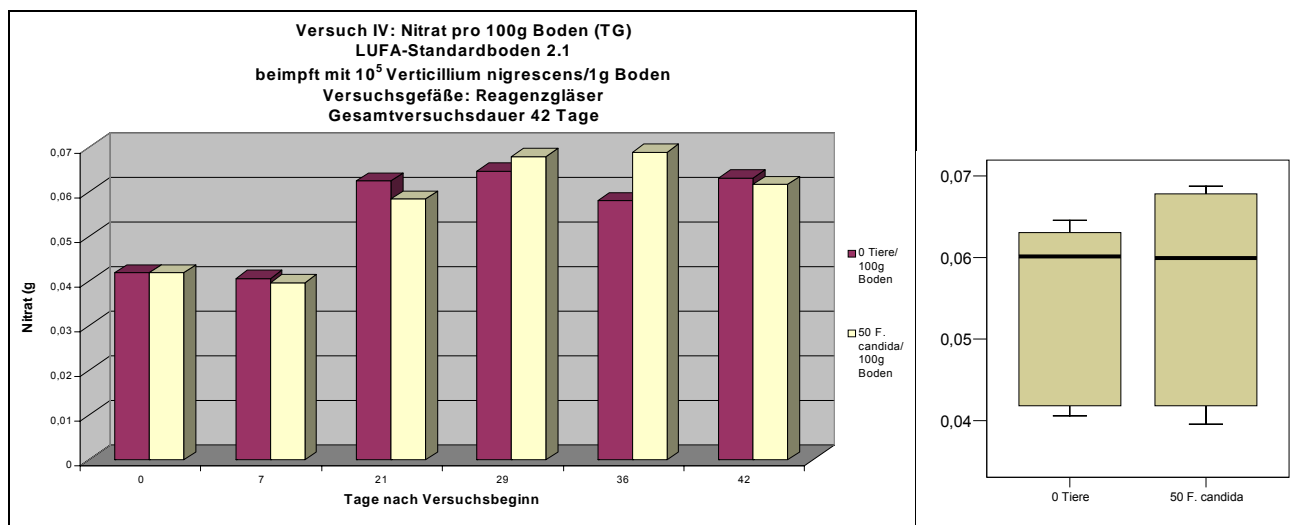


Abb. 100: Nitratgehalt Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

In **Versuch VI** (Abb. 101) wurde unter Beibehaltung der übrigen Versuchsbedingungen (LUFA-Standardboden 2.1) mit *Hyphopichia burtonii* beimpft. An 2 Untersuchungsterminen zeigte sich eine Erhöhung des Nitratgehaltes der Variante mit Tierbesatz gegenüber der tierfreien Variante, an 4 Terminen eine Erniedrigung. Auch hier waren die Unterschiede nicht signifikant.

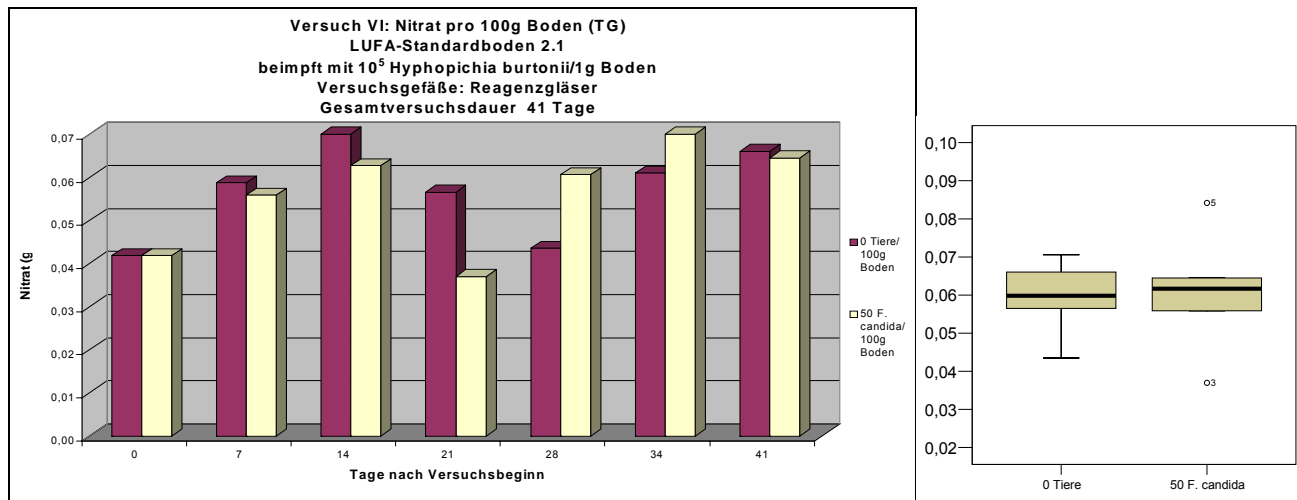


Abb. 101: Nitratgehalt Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

In **Versuch VII** (Abb. 102) Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Verticillium nigrescens*/g) zeigte sich, ähnlich wie in den Versuchen IV und VI, kein signifikanter Zusammenhang zwischen Tierbesatz und Nitratgehalt.

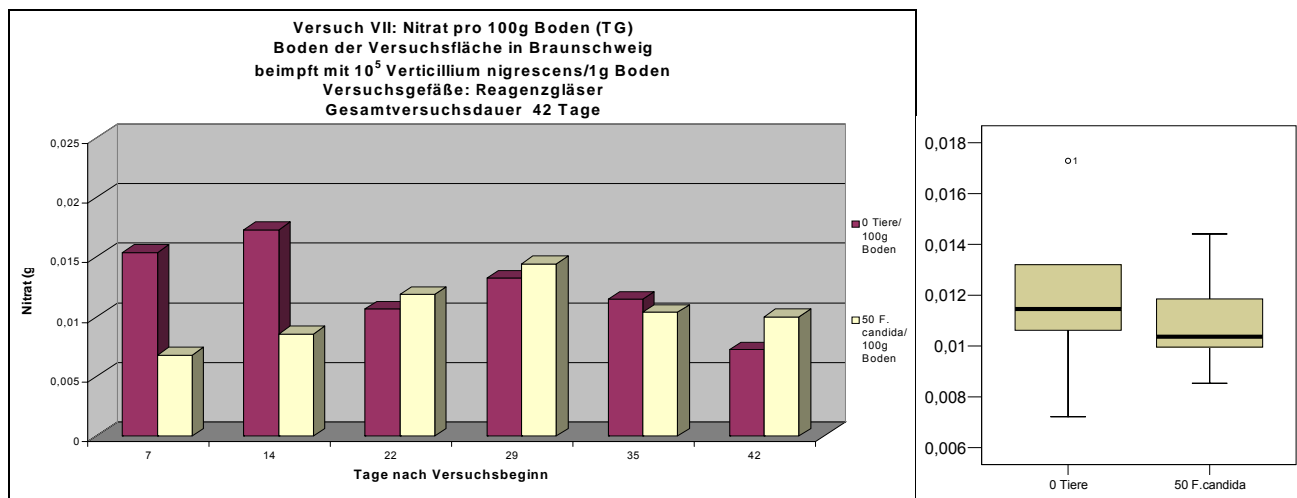


Abb. 102: Nitratgehalt Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

Unter Zusatz von Luzerne oder Maisblatt (**Versuch VIII**, Abb. 103; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g) zeigt sich ebenfalls in den tierbesetzten Varianten an manchen Terminen eine erhöhte, an anderen eine gegenüber der tierfreien Variante erniedrigte Nitrat-Konzentration. Über die gesamte Zeit gemittelt ergibt sich bei allen organischen Zusätzen eine Erniedrigung des Nitratgehaltes durch Tierbesatz. Beim paarweisen Vergleich aller Varianten zeigten sich keinerlei signifikante Unterschiede im Nitratgehalt, weder durch die unterschiedlichen Zusätze von organischem Material noch durch den Einsatz der 4oase.

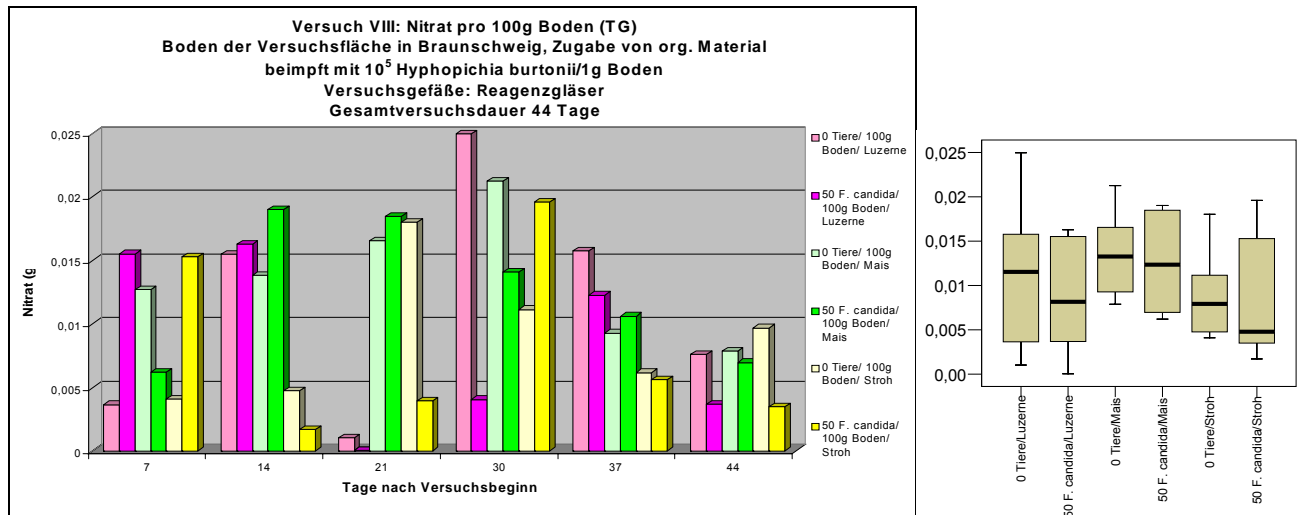


Abb. 103: Nitratgehalt Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

In **Versuch X** (Abb. 104; Braunschweiger Substrat, nicht autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii*/g) wurde der Einfluss von zwei weiteren Collembolenarten untersucht. Beim Besatz mit 50 *Sinella coeca* je 100g Boden ist die Nitratkonzentration an 2 der 5 Untersuchungstermine erhöht, bei Besatz mit *X. corticalis* lässt sich an 5 von 6 Terminen eine Erhöhung feststellen. Der Unterschied zwischen den beiden Arten war signifikant, die Effekte beider Arten verglichen mit der unbesetzten Variante waren nicht signifikant.

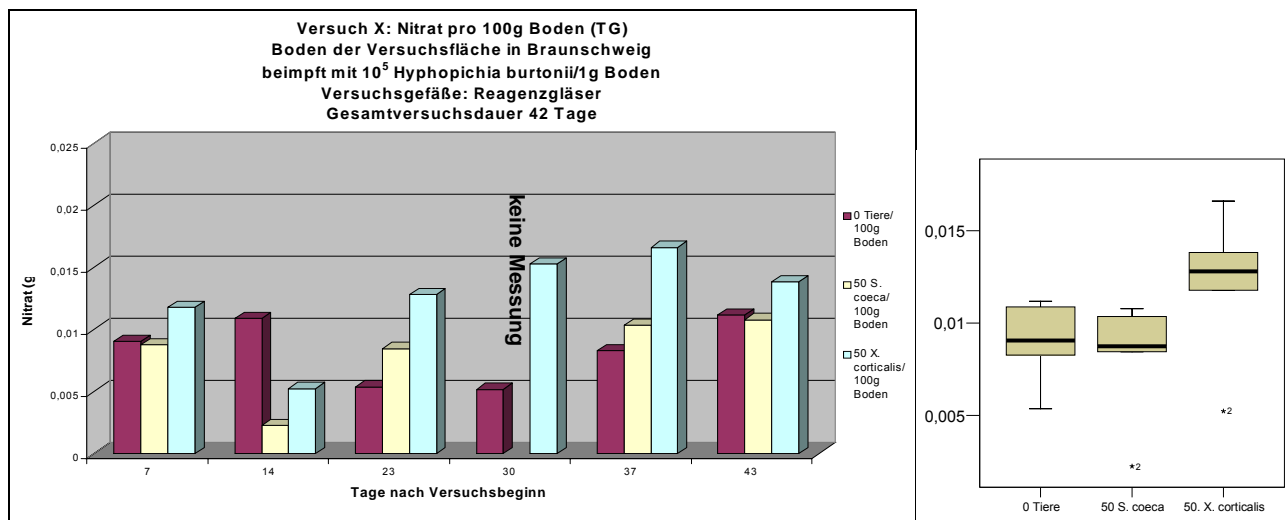


Abb. 104: Nitratgehalt Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

B. autoklavierte Ansätze

Ein ähnliches Ergebnis wie bei den Versuchen mit nicht vorab autoklaviertem Substrat zeigte sich in **Versuch V** auch bei Verwendung von autoklaviertem Substrat (Abb. 105; Braunschweiger Boden, beimpft mit 10^5 *H. burtonii*/g). An 4 Untersuchungsterminen war der Nitratgehalt in den Proben mit Tieren höher, an 4 weiteren Terminen niedriger als in den Proben ohne Tiere. Der Unterschied war insgesamt nicht signifikant.

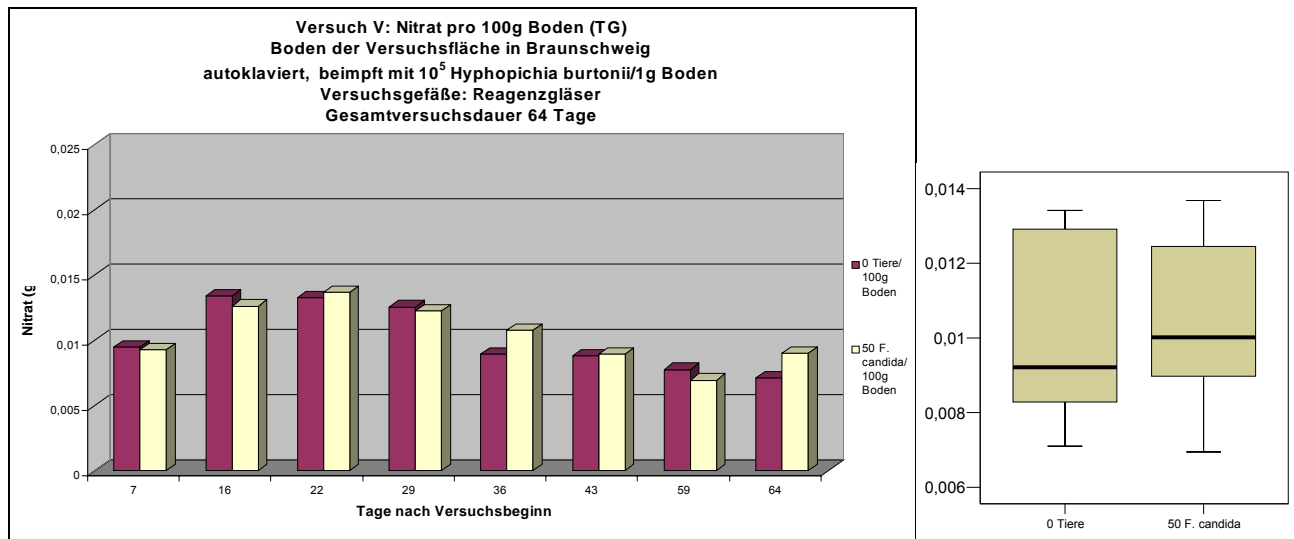


Abb. 105: Nitratgehalt Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum des Nitratgehaltes (g pro 100g Substrat)

In **Versuch IX** (Abb. 106, 107) Braunschweiger Substrat, autoklaviert, beimpft mit 10^5 *Hyphopichia burtonii* (g) wurde die Entwicklung der Nitratkonzentration in unterschiedlichen Bodenschichten untersucht. Zunächst zeigt sich, dass in diesem Versuch der Nitratgehalt 34 Tage nach Versuchsbeginn deutlich höher ist als 21 Tage nach Versuchsbeginn. Der Nitratgehalt in der mittleren Bodenschicht ist geringer als in der oberen und der unteren Schicht. Da es nur 2 Untersuchungstermine gab, konnten die Daten nicht auf signifikante Unterschiede hin überprüft werden.

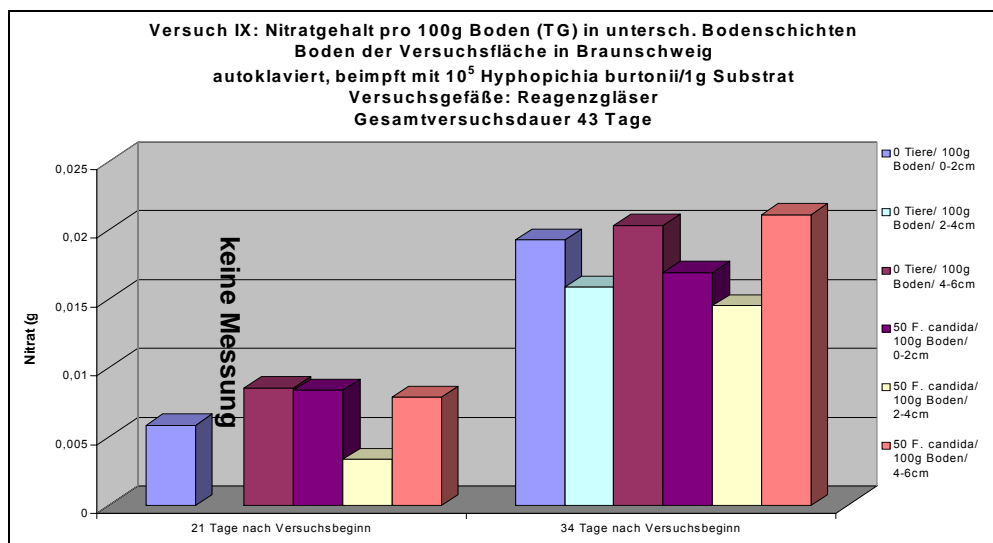


Abb. 106: Nitratgehalt Versuch IX

5.9 Bodenfeuchtigkeit

Im Rahmen der Weckglas- und Röhrenversuche (Versuche 7-12) wurde zum Abschluss der Messungen der Wassergehalt der Versuchsansätze in Prozent der maximalen Wasserkapazität der Substrate überprüft. Bei den Versuchen I-X wurde der Wassergehalt, ebenso wie alle anderen Parameter, wöchentlich untersucht. Eine tabellarische Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 25 und 26.

5.9.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

In einigen Varianten war die relative Feuchtigkeit in den Gefäßen mit Tieren gegenüber den tierfreien Gefäßen erhöht, in anderen erniedrigt.

In den Weckglasversuchen wurde eine deutliche Austrocknung festgestellt. In Versuch 7 (Abb. 107) lag der Wassergehalt bei Versuchsabschluss mit ca. 25% von Wk_{max} . (nach 186 Tagen) weit unter dem für die Versuche vorgesehenen Feuchtigkeitsgehalt. In Versuch 11 (Abb. 108) lag die Feuchtigkeit bei Versuchsabschluss (nach 88 Tagen) nur noch zwischen 30 und 35% der maximalen Wasserkapazität.

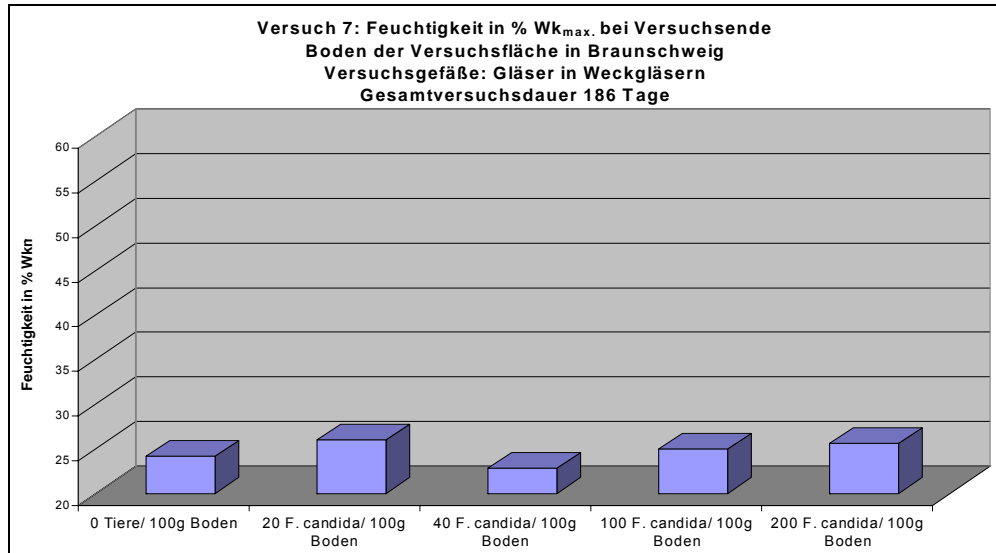


Abb. 107: Bodenfeuchtigkeit Versuch 7

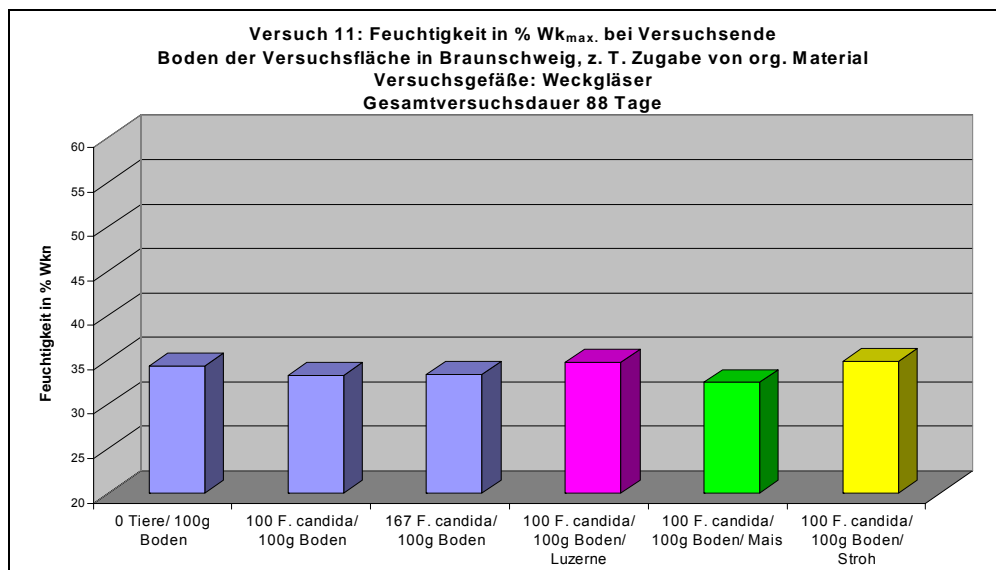


Abb. 108: Bodenfeuchtigkeit Versuch 11

Die Austrocknung des Substrates in den Röhren (Abb. 109-112) war weniger ausgeprägt als in den Weckgläsern (Abb. 107, 108). Das Minimum in den 4 hier betrachteten Röhrenversuchen betrug 36% von Wk_{max} . Die Ergebnisse lagen ansonsten im Bereich zwischen 40 und 60% von Wk_{max} .

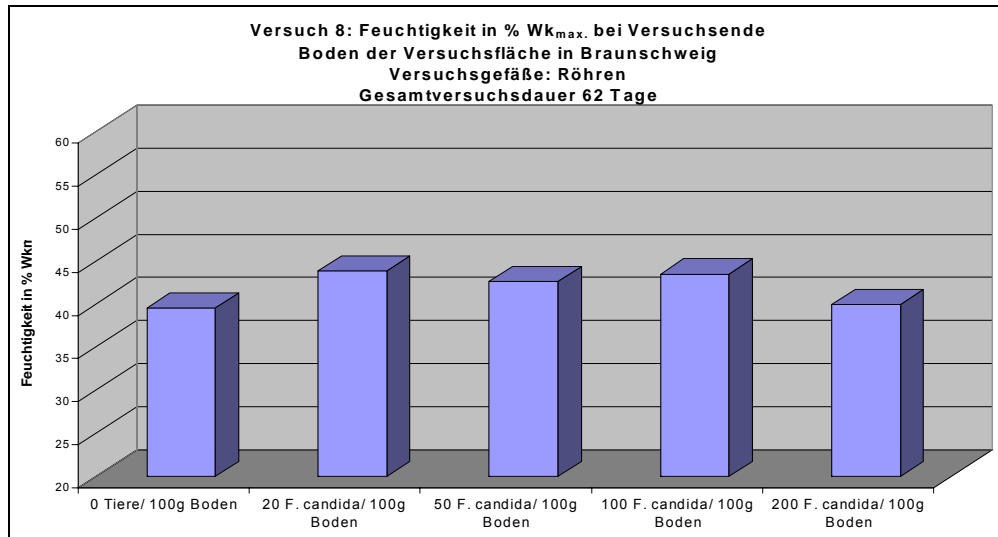


Abb. 109: Bodenfeuchtigkeit Versuch 8

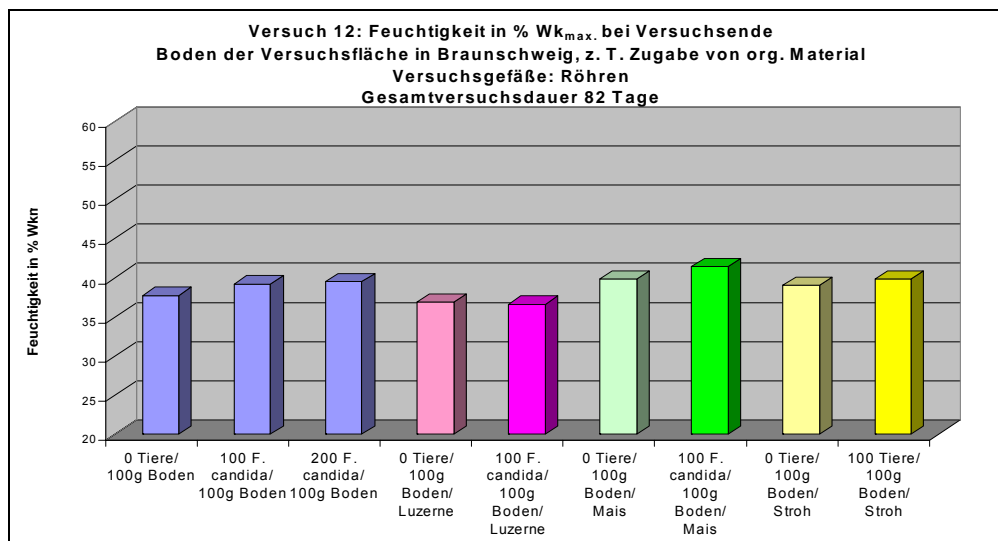


Abb. 110: Bodenfeuchtigkeit Versuch 12

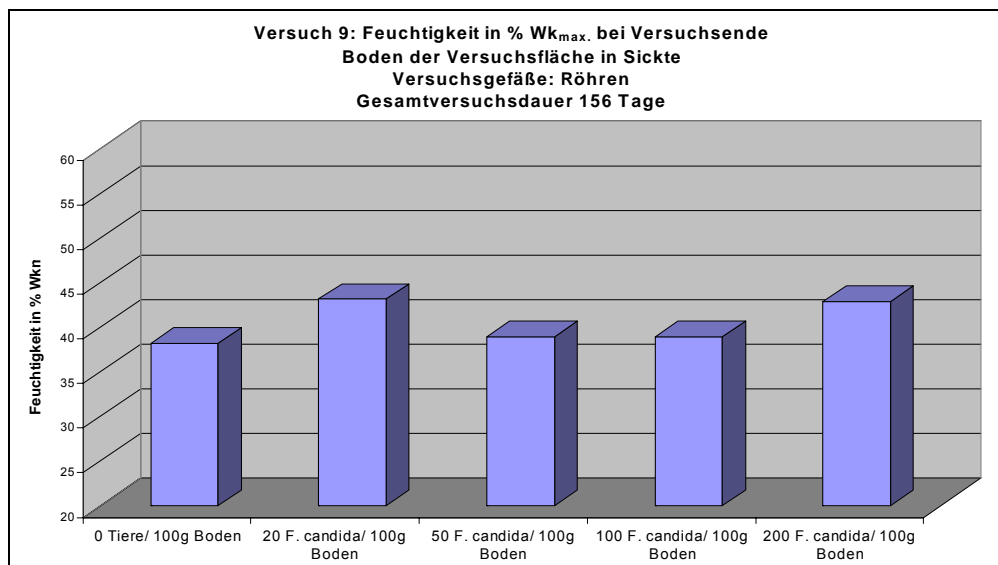


Abb. 111: Bodenfeuchtigkeit Versuch 9

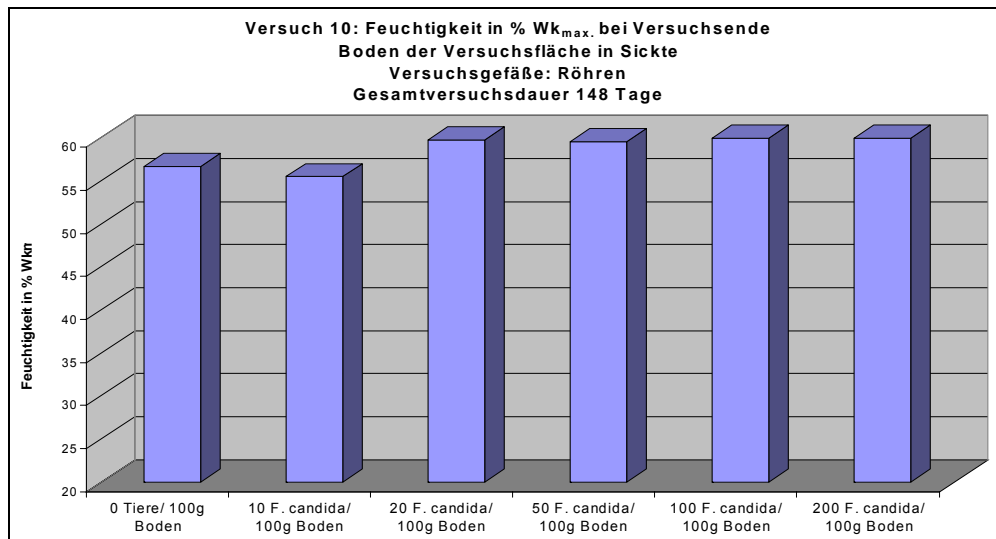


Abb. 112: Bodenfeuchtigkeit Versuch 10

5.9.2 Reagenzglasversuche

Die wöchentlichen Messungen zeigen deutlich, dass auch in den Reagenzglasversuchen die Bodenfeuchtigkeit während der Versuche stark abnahm.

In insgesamt drei Versuchen (Versuche 5, V und IX) wurde das Versuchssubstrat während der Versuchsdauer zusätzlich befeuchtet. (In Versuch 5 erfolgte keine Bestimmung des Feuchtigkeitsgehaltes.)

Auch in den Reagenzglasversuchen war in einigen Varianten die relative Feuchtigkeit in den Gefäßen mit Tieren gegenüber den tierfreien Gefäßen erhöht, in anderen erniedrigt. Die Unterschiede waren in keinem Versuch signifikant. Weder die unterschiedlichen Besatzdichten (Versuch III mit einer Ausnahme: signifikanter Unterschied zwischen Besatz mit 50 und 100 Tieren in Braunschweiger Substrat; Abb. 115) noch die unterschiedlichen Arten (Versuche II und X; Abb. 114, 122) oder die unterschiedlichen Bodentiefen (Versuch IX; Abb. 121) unterschieden sich signifikant im Hinblick auf die Veränderung der Bodenfeuchtigkeit. In Versuch VIII (Abb. 120) unterschied sich die Luzernevariante mit 50 Tieren/100g Substrat im Feuchtigkeitsgehalt zwar nicht signifikant von der ohne Tiere, jedoch von allen Varianten mit Stroh oder Mais.

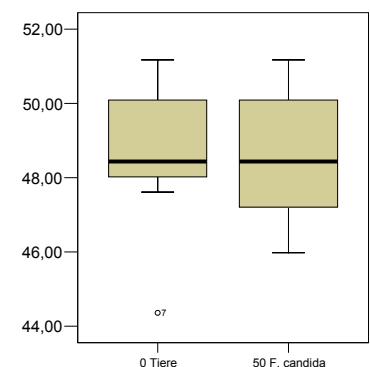
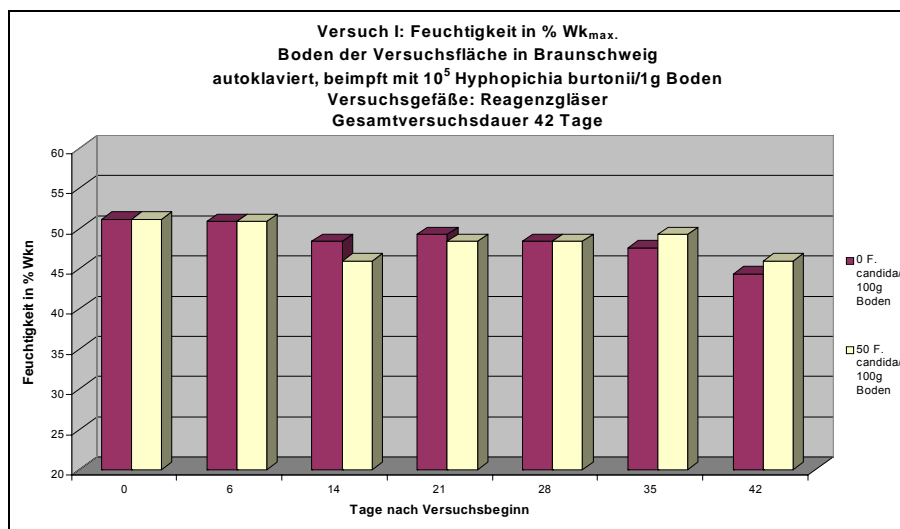


Abb. 113: Bodenfeuchtigkeit Versuch I

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

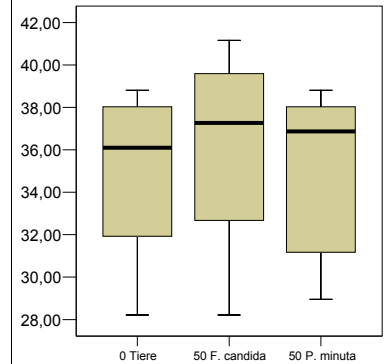
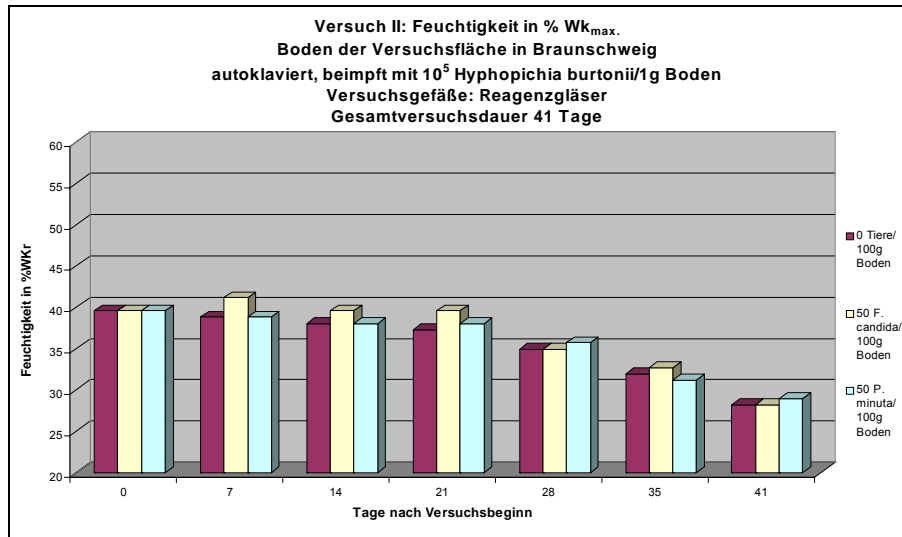


Abb. 114: Bodenfeuchtigkeit Versuch II

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

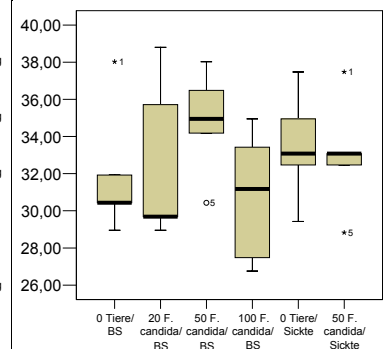
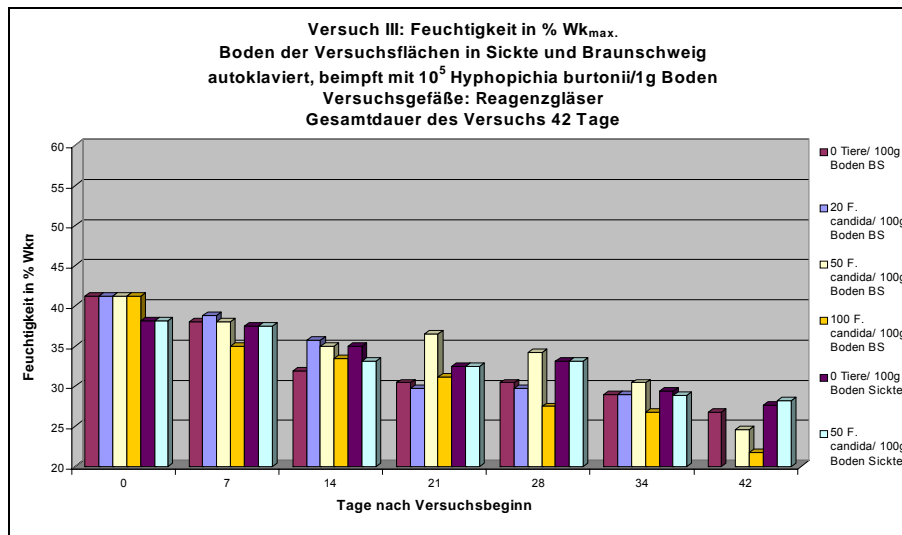


Abb. 115: Bodenfeuchtigkeit Versuch III

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

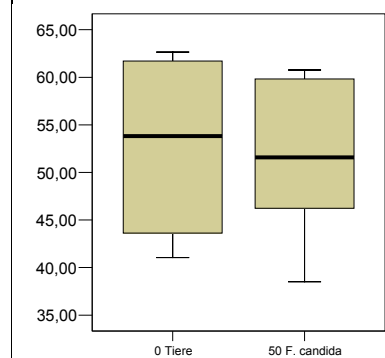
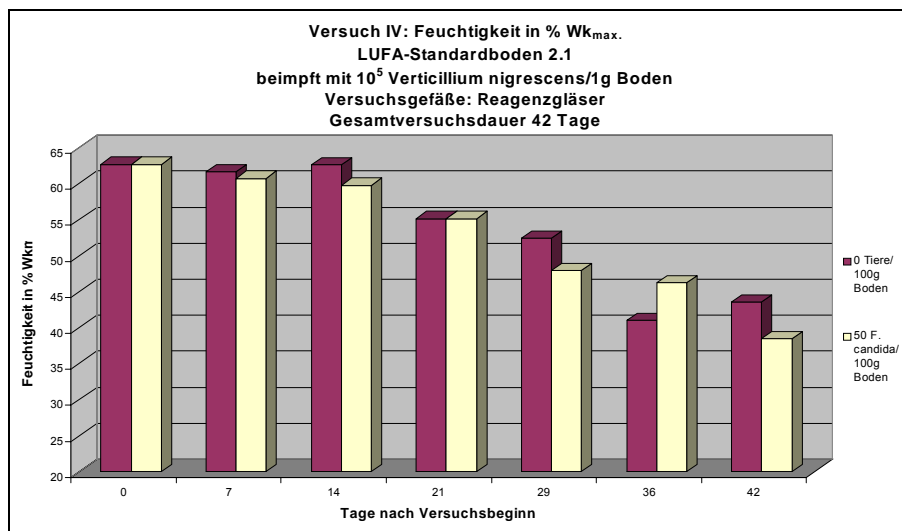


Abb. 116: Bodenfeuchtigkeit Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

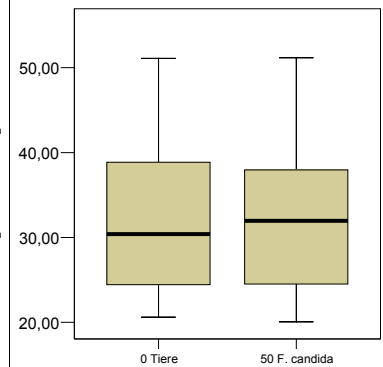
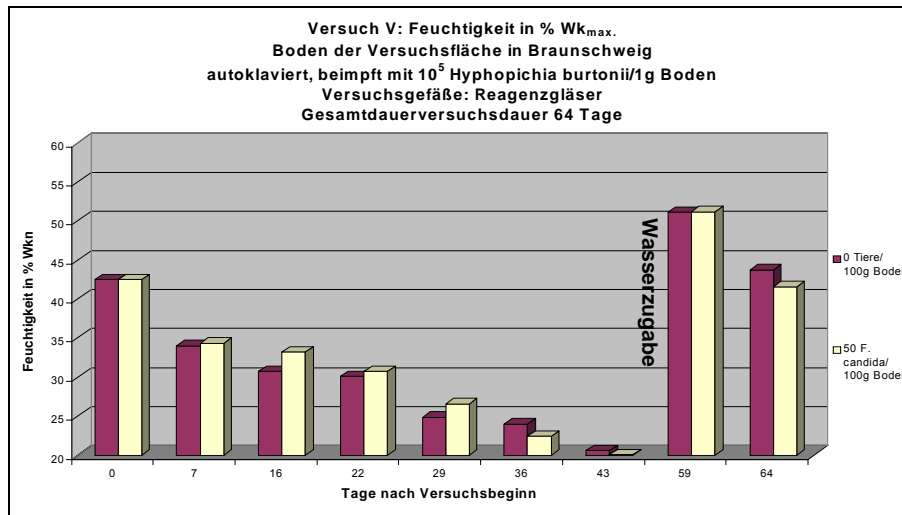


Abb. 117: Bodenfeuchtigkeit Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von $W_{k_{max}}$.)

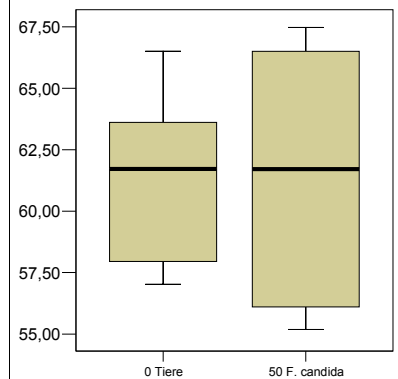
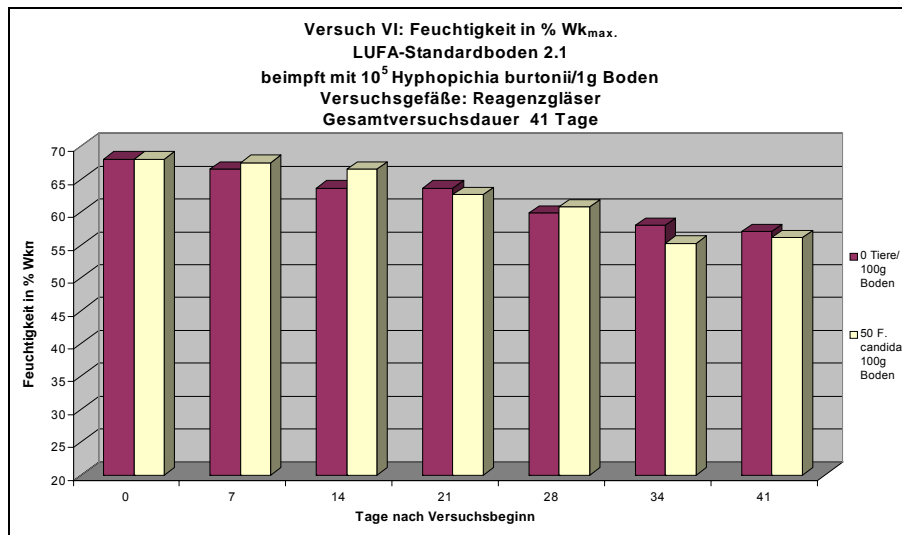


Abb. 118: Bodenfeuchtigkeit Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von $W_{k_{max}}$.)

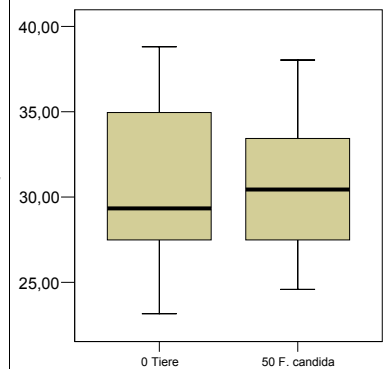
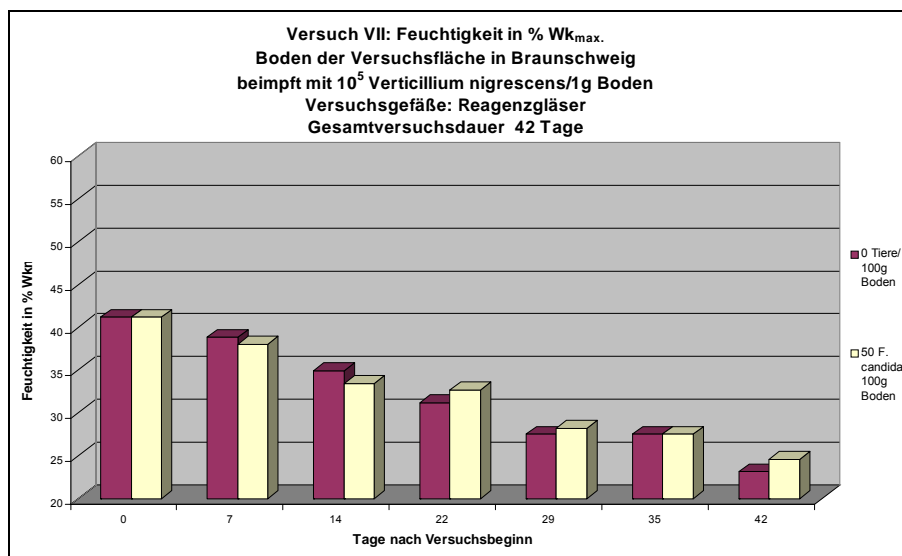


Abb. 119: Bodenfeuchtigkeit Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von $W_{k_{max}}$.)

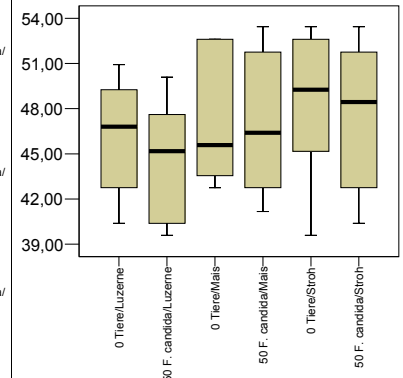
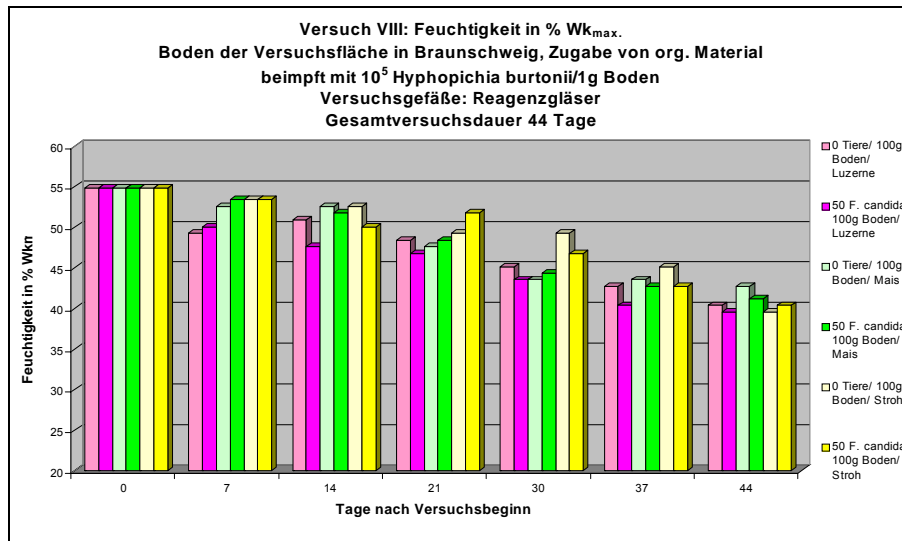


Abb. 120: Bodenfeuchtigkeit Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

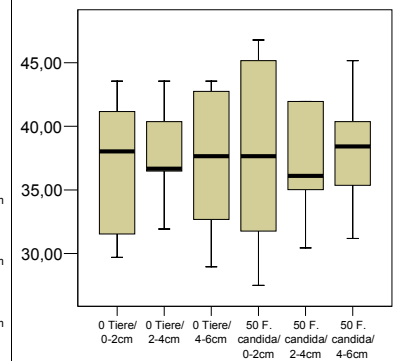
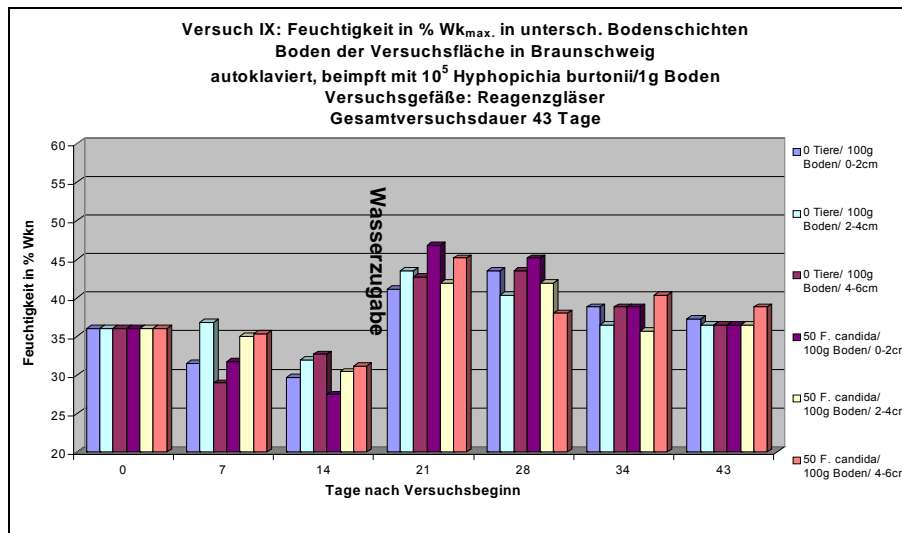


Abb. 121: Bodenfeuchtigkeit Versuch IX

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

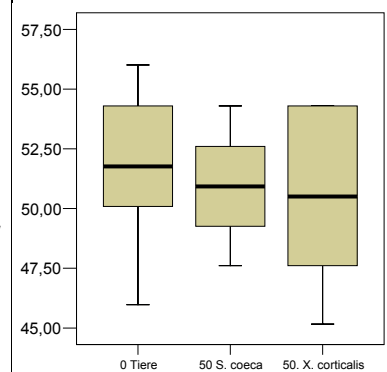
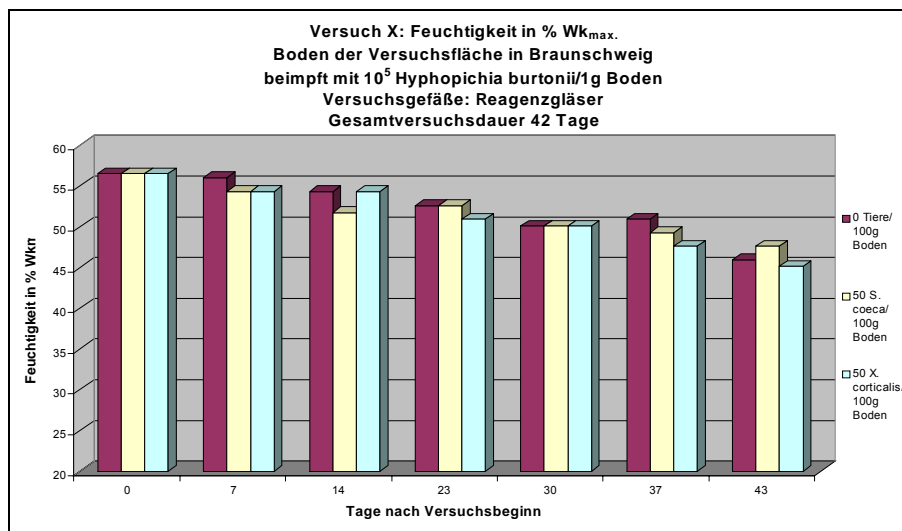


Abb. 122: Bodenfeuchtigkeit Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum Feuchtigkeit (% von W_{kmax} .)

5.10 pH

Eine Übersicht über alle Versuchsergebnisse findet sich im Anhang in den Tabellen 27 und 28.

5.10.1 Versuche in Weckgläsern oder Glasröhren

Bei den **Versuchen 7, 9, 10, 11 und 12** wurde zum Versuchabschluss der pH-Wert in den unterschiedlichen Varianten gemessen. Er lag bei Substrat von der BBA-Versuchsfläche in **Braunschweig** (Versuche 7, 11 und 12; Abb 123-125) ohne Zusatz von organischem Material zwischen 5,3 und 6,1.

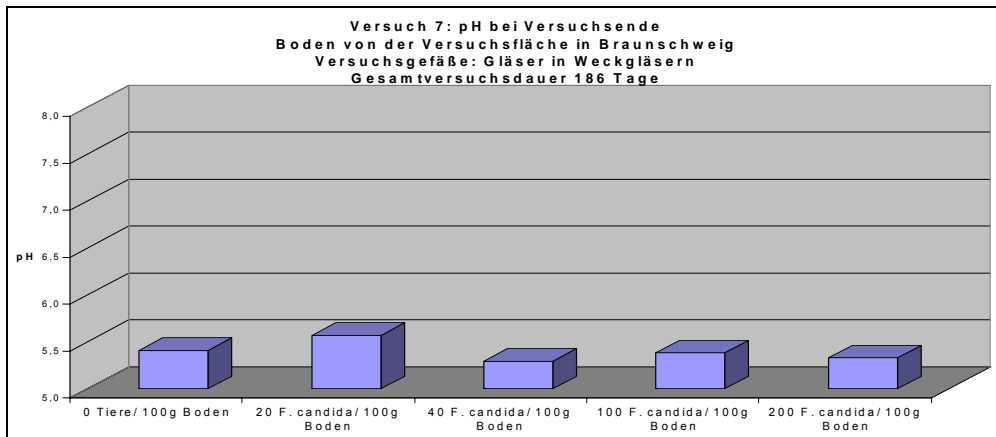


Abb. 123: pH-Wert Versuch 7

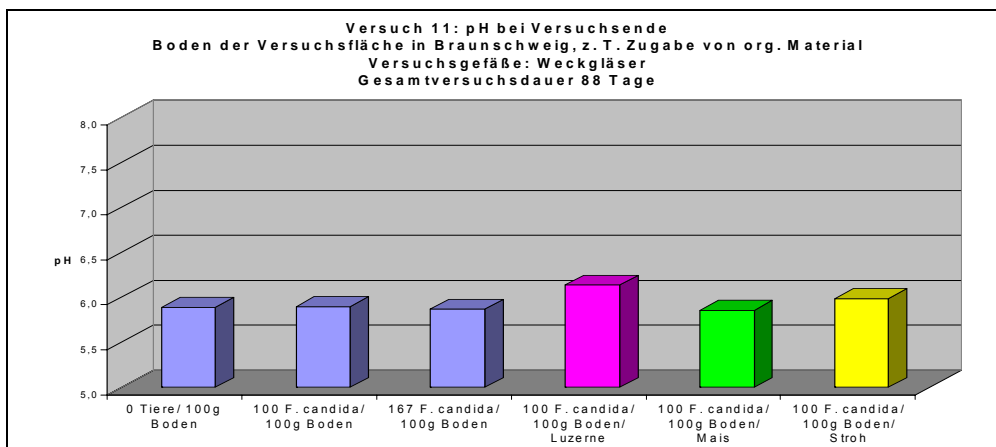


Abb. 124: pH-Wert Versuch 11

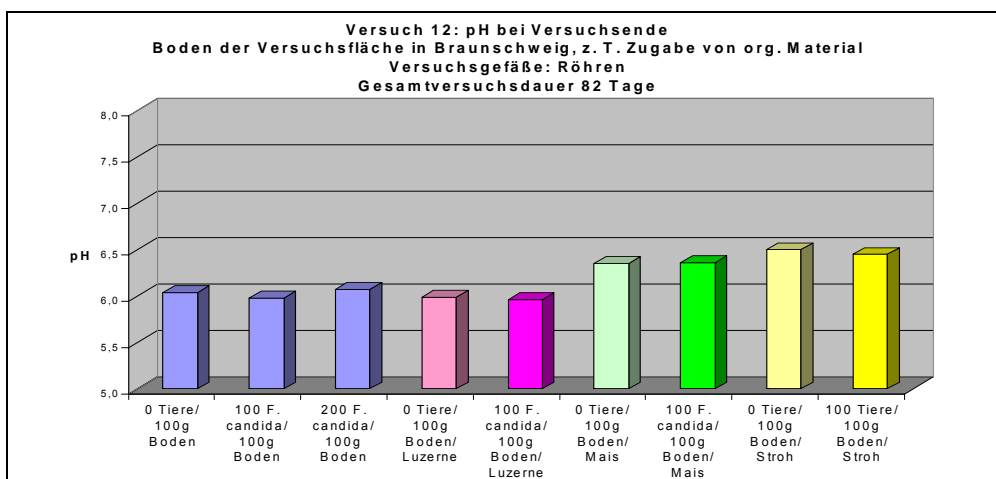


Abb. 125: pH-Wert Versuch 12

Der pH des Substrates von der Versuchsfläche in **Sickte** (Versuche 9 und 10; Abb. 126, 127) lag zwischen 7,8 und 7,9.

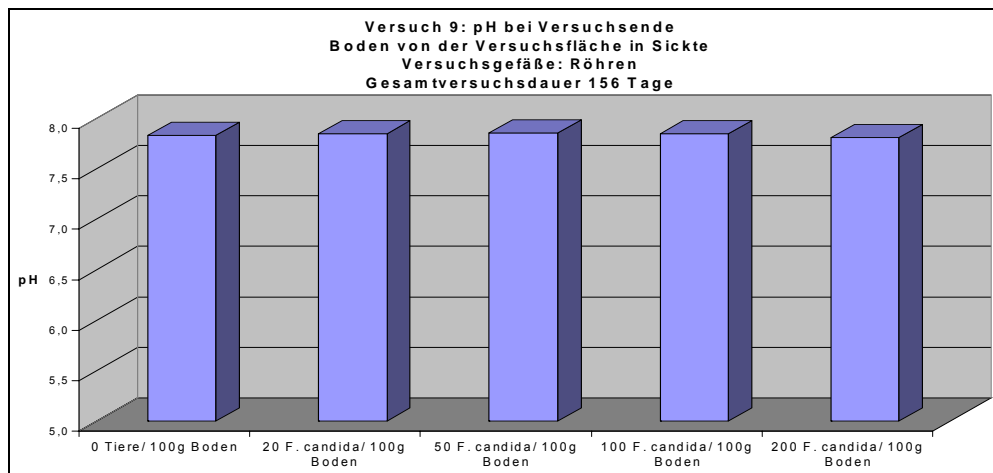


Abb. 126: pH-Wert Versuch 9

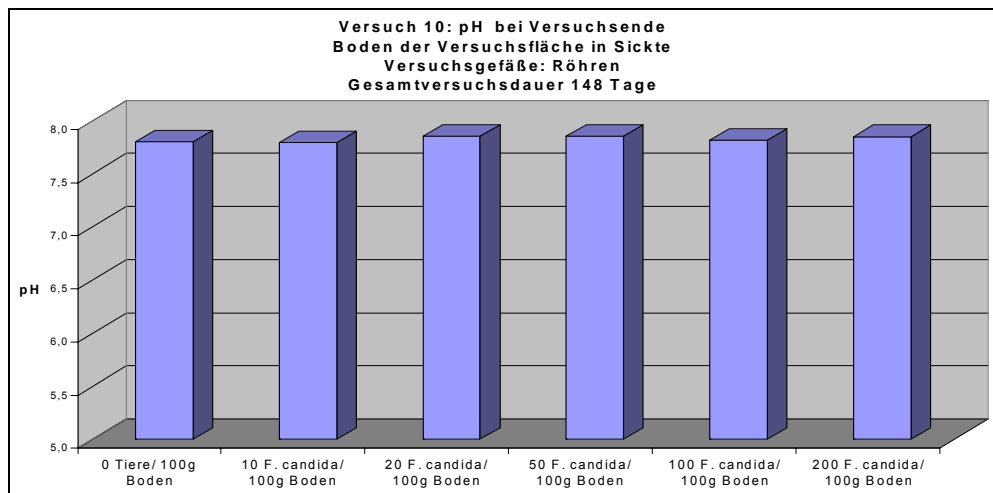


Abb. 127: pH-Wert Versuch 10

Es ist kein eindeutig erhöhender oder erniedrigender Einfluss der Tiere auf den pH bei Versuchsabschluss erkennbar. Da die Versuchsdauern zwischen 11 und 192 Tagen lagen, sind die Ergebnisse nur bedingt vergleichbar.

5.10.2 Reagenzglasversuche

Bei den Versuchen I-VIII und X wurde der pH-Wert in den unterschiedlichen Varianten **wöchentlich** gemessen.

A. nicht autoklavierte Ansätze

Beim **LUFA-Substrat** wurde der pH in **Versuch IV** (Abb. 128) durchgängig durch 50 *F. candida* erhöht, in **Versuch VI** (Abb. 129) waren die Ergebnisse inkonsistent. In beiden Versuchen waren die Unterschiede durch die Tiere nicht signifikant.

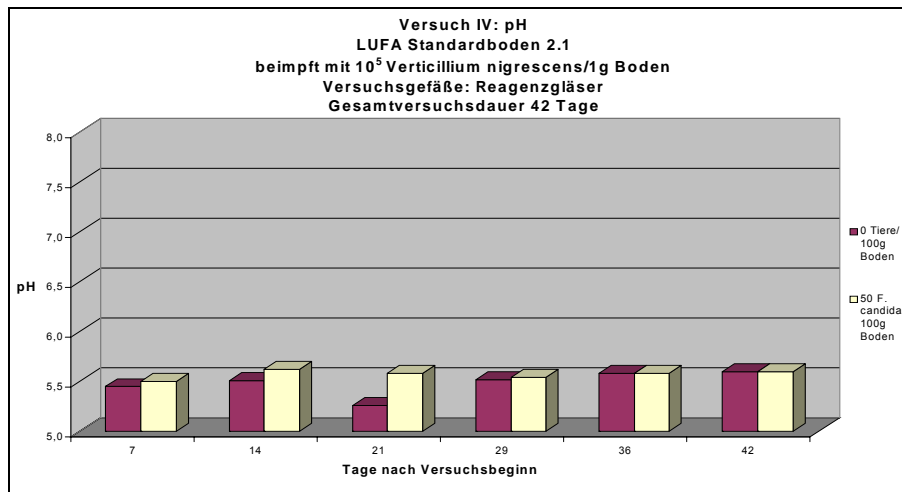


Abb. 128: pH-Wert Versuch IV

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

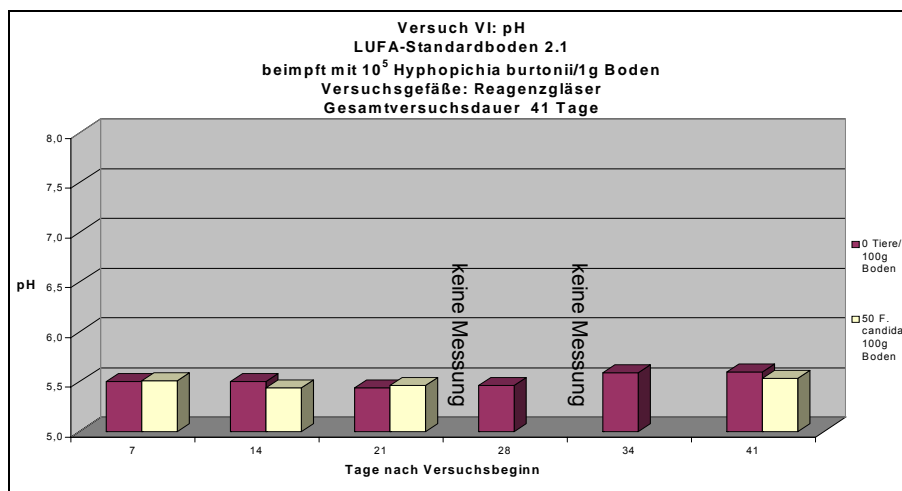
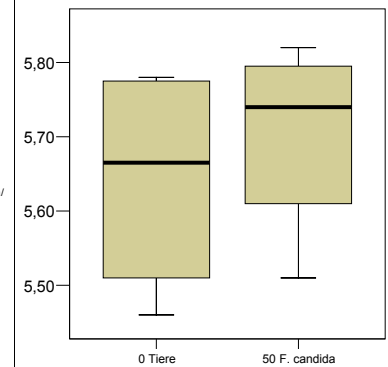
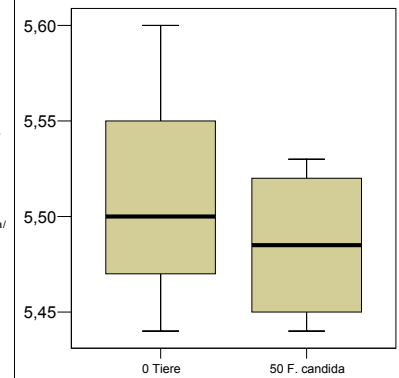


Abb. 129: pH-Wert Versuch VI

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH



Bei **Versuch VII** (Abb. 130; Braunschweiger Substrat) war der pH-Wert nach 7 und 35 Tagen in den Varianten mit Tieren leicht erniedrigt, an den anderen Terminen leicht erhöht. Im Gesamtverlauf zeigte sich durch die Tiere keine signifikante Veränderung.

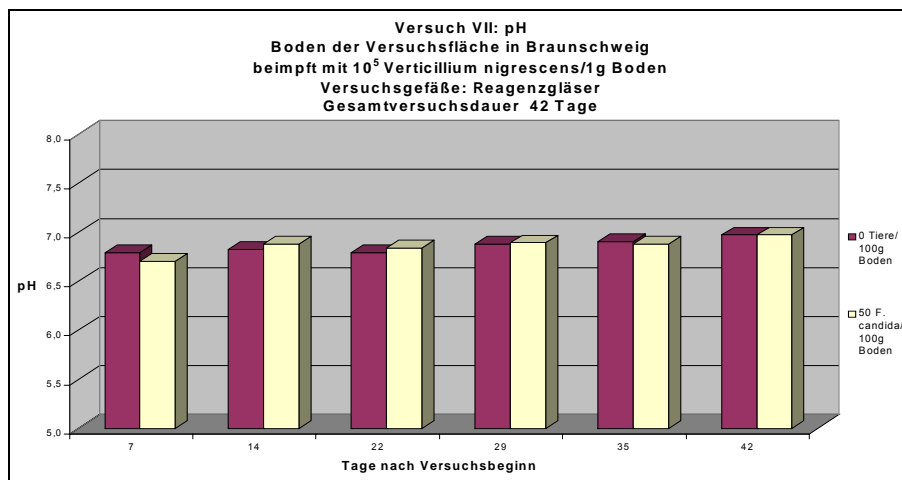
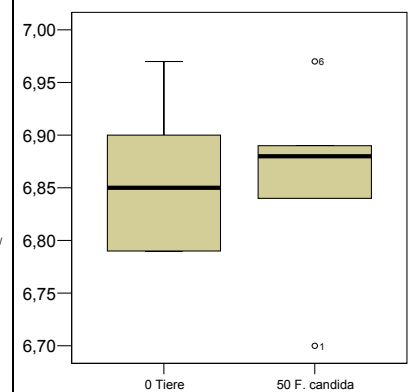


Abb. 130: pH-Wert Versuch VII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH



In **Versuch VIII** (Abb. 131; Braunschweiger Substrat, beimpft mit *H. burtonii*) zeigte sich bei Zusatz von **Luzernemehl** an 4 der 6 Termine eine pH-Erhöhung durch 50 *F. candida*. Bei

Zusatz von **Maisblatt** und **Strohhäcksel** wurde der pH an jeweils 5 der 6 Termine durch die Tiere erhöht. In keinem Fall ist die Veränderung durch die Tiere signifikant.

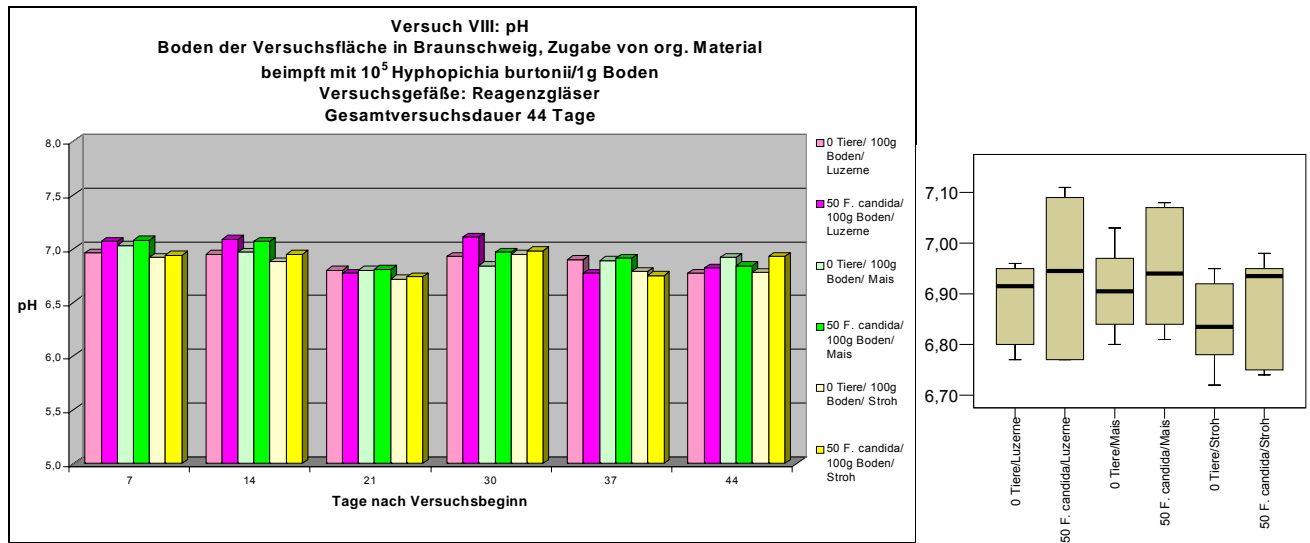


Abb. 131: pH-Wert Versuch VIII

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

Bei Einsatz von *Xenylla corticalis* (**Versuch X**, Abb. 132; Braunschweiger Substrat) zeigte sich an 5 der 6 Termine eine Erhöhung des pH-Wertes. Bei Einsatz von *Sinella coeca* zeigte sich an 4 der 6 Termine eine pH-Erhöhung, an 2 Terminen eine Erniedrigung. Während ohne Tiere der pH erst abfiel und dann wieder stieg, stieg in den Varianten mit Tieren der pH zunächst, um dann wieder abzusinken. Insgesamt war der Effekt beider Arten nicht signifikant, zwischen beiden Arten zeigte sich jedoch ein signifikanter Unterschied.

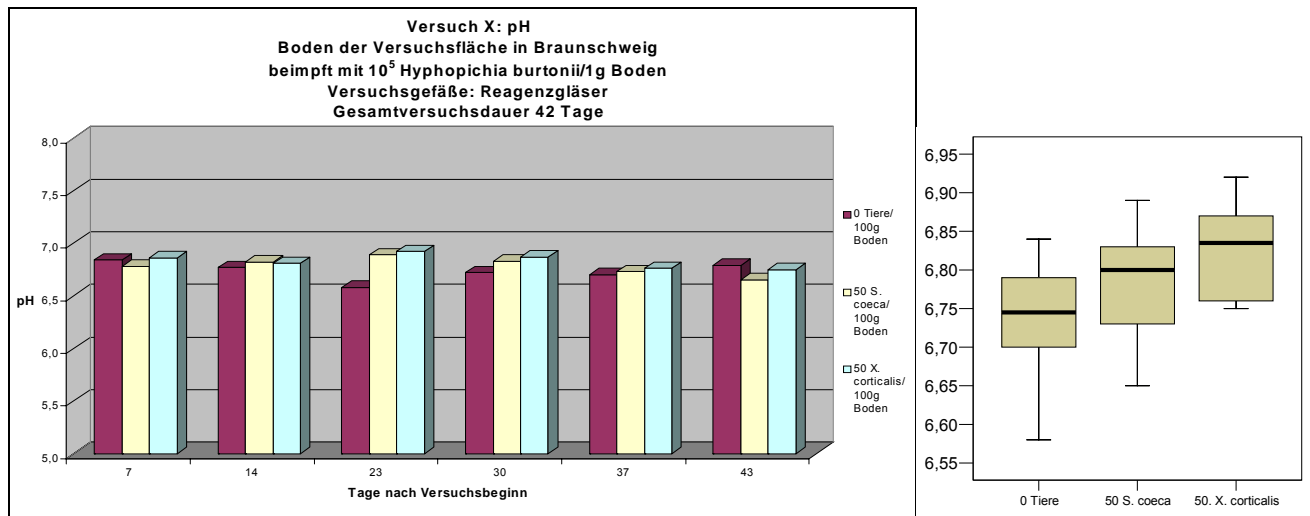


Abb. 132: pH-Wert Versuch X

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

B. autoklavierte Ansätze

20 und 50 *Folsomia candida* in 100g autoklaviertem, beimpftem Versuchssubstrat von der **Braunschweiger Fläche** erhöhten den pH-Wert während der gesamten Versuchsdauer von jeweils 6 Wochen (siehe **Versuche I, III, V**; Abb. 133-135). Die Unterschiede zwischen den Varianten waren dabei signifikant. In Versuch III zeigte sich lediglich zwischen Besatz mit 20 und 50 sowie zwischen 50 und 100 Tieren kein signifikanter Unterschied.

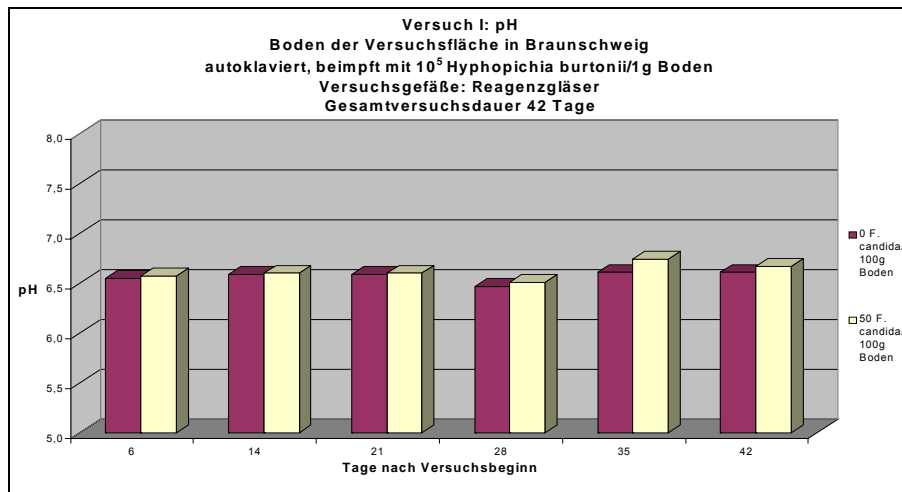


Abb. 133: pH-Wert Versuch I

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

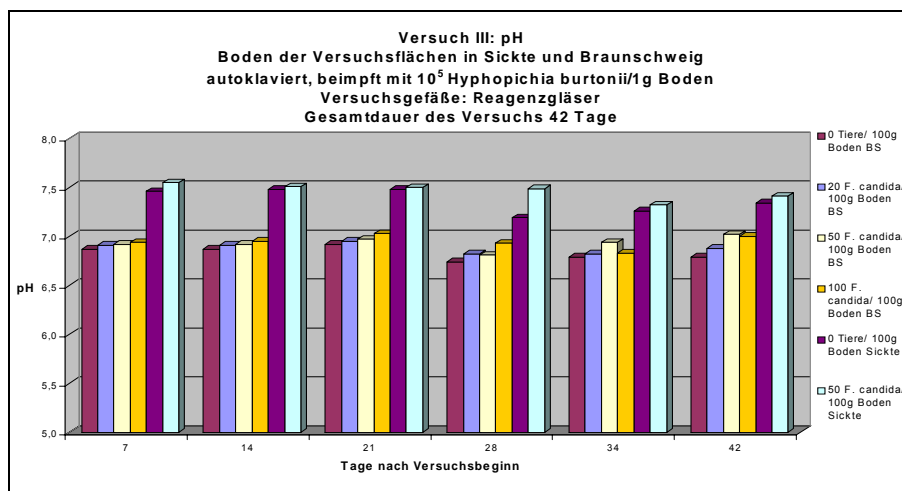
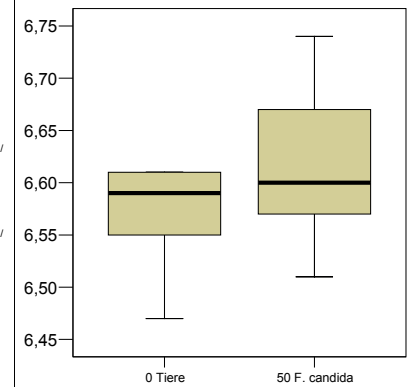


Abb. 134: pH-Wert Versuch III

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

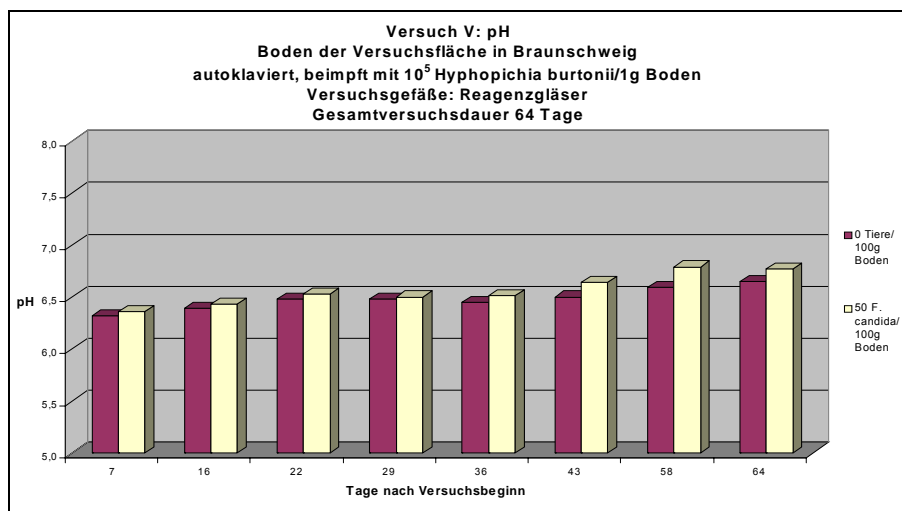
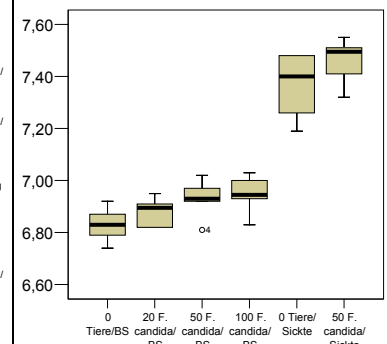
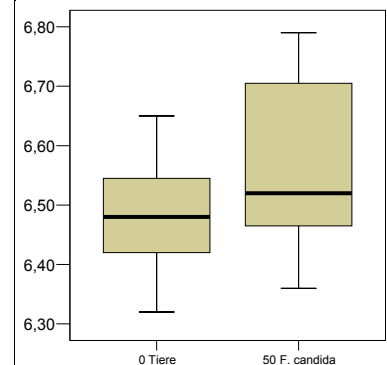


Abb. 135: pH-Wert Versuch V

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH



Im vorab autoklavierten Boden von der **Sickter Fläche** zeigte sich eine durchgängige signifikante Erhöhung des pH durch *F. candida* (**Versuche II und III**; Abb. 134, 136) und *P. minuta* (**Versuch II**; Abb. 134).

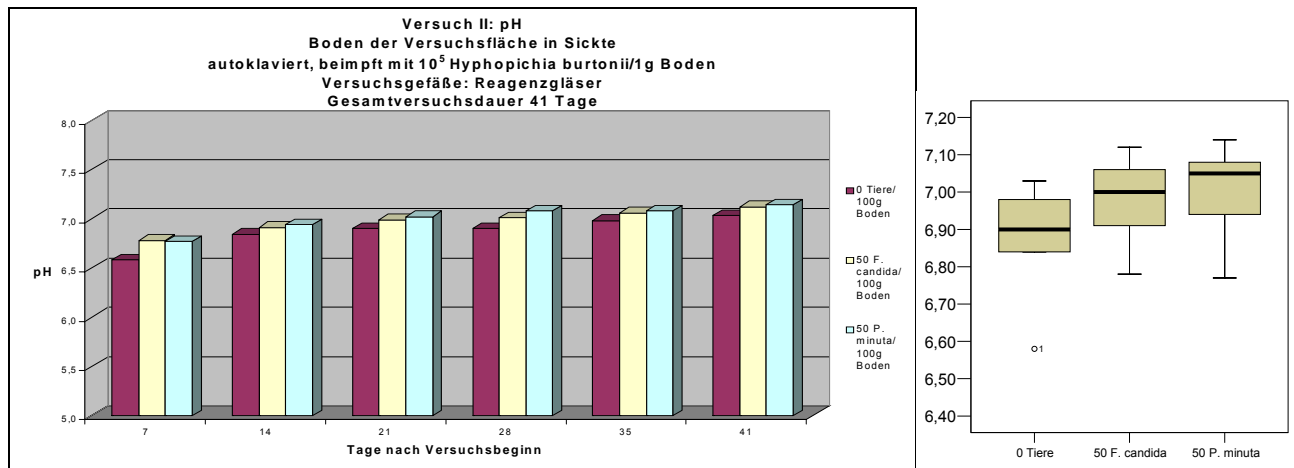


Abb. 136: pH-Wert Versuch II

Detailgraphik: Median, Interquartilbereich, Minimum und Maximum pH

5.11 Zusammenfassung aller Messergebnisse

Alle Versuchsergebnisse werden in den Tabellen 11 und 12 zusammengefasst. Bei wöchentlichen Messungen wird der Mittelwert angegeben.

Tab. 11: Überblick über die Mittelwerte aller Ergebnisse der Versuche 1-13

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchs-substrat	Substratmenge (Tg)	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen/Tagen nach Versuchsbeginn bis zum Start der Atommessung	eingesetzte Tiere pro 100g Substrat (Tg): *Ausnahme: Versuch 13 nicht bezogen auf 100g/ Zugabe von organischem Material	Atommessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Substrat (Tg)	Gesamteinkeimzahl pro 1g Substrat (Tg) bei Versuchsabschluss	Pilzeinkeimzahl pro 1g Substrat (Tg) bei Versuchsabschluss	Dehydrogenaseaktivität in mg TPF/100g Substrat (Tg) bei Versuchsabschluss	pH bei Versuchsabschluss	Bodenfeuchtigkeit (in % von Wkmax.) bei Versuchsabschluss	organischer C-Gehalt (Gew.-% des getrockneten Substrates) bei Versuchsabschluss	Nitrat-Gehalt (Gew.-% des getrockneten Substrates) bei Versuchsabschluss	Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat (Tg)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat (Tg)
1	Weckgläser	Versuchsfache Braunschweig	300g		138/75	nur Boden	0,043								0	
						100 F. c.	0,049								100	
						200 F. c.	0,036								200	
						100 X. c.	0,046								100	
5	Weckgläser	Versuchsfache Braunschweig	300g		97/0	nur Boden	0,048			0,87					0	0,0
						17 F. c.	0,049			2,86					17	1,2
						33 F. c.	0,049			1,06					33	4,3
						67 F. c.	0,049			1,09					67	0,2
11	Weckgläser	Versuchsfache Braunschweig	300g	Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	88/0	nur Boden	0,098	6,00E+06	9,75E+03	1,31	5,89	34,37	1,31		0	
						100 F. c.	0,087	8,00E+06	7,50E+03	1,38	5,9	33,28	1,35		100	
						167 F. c.	0,090	1,07E+07	4,95E+04	1,20	5,87	33,33	1,33		167	
						100 F. c./Luzerne		3,70E+07	5,00E+04	3,98	6,14	34,77	1,42		100	
7	kleine Gläsern in Weckgläsern	Versuchsfache Braunschweig	50g		186/2	100 F. c./Maisblatt		1,53E+07	3,35E+04	4,68	5,86	32,47	1,42		100	
						100 F. c./Stroh		1,60E+07	4,55E+04	3,82	5,99	34,80	1,44		100	
						nur Boden	0,021	4,87E+06	1,35E+05	0,80	5,41	24,14	1,15		0	
						20 F. c.	0,022	3,73E+06	1,27E+05	0,50	5,57	26,03	1,22		20	
4	Röhren	Versuchsfache Braunschweig	50g	Zugabe von Luzernemehl	11/0	40 F. c.	0,032	3,40E+06	0,51	0,50	5,30	22,86	1,19		40	
						100 F. c.	0,026	2,26E+06	5,67E+04	0,46	5,38	25,01	1,15		100	
						200 F. c.	0,027	7,10E+06	1,20E+05	0,32	5,33	25,61	1,20		200	
						nur Boden	0,204								0	0,5
6	Röhren/Gäse	Versuchsfache Braunschweig	50g	Vergleich mit autoklavierter Variante	102/57	100 F. c.	0,048								100	38,0
						200 F. c.	0,251								200	42,5
						nur Boden/Luzerne	1,071								0	0,0
						50 F. c./Luzerne	1,975								50	572,5
8	Röhren	Versuchsfache Braunschweig	100g		62/2	100 F. c./Luzerne	0,094	1,60E+07	3,35E+05	0,95					100	747,3
						nur Boden	0,048	3,47E+07	3,37E+05	1,05					40	22,0
						400 F. c.	0,028	2,60E+07	2,53E+05	1,05					200	10,5
						autoklaviert	0,035	3,63E+07	1,30E+05	1,38					400	18,5
12	Röhren	Versuchsfache Braunschweig	50g	Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	82/3	autoklaviert	0,046	6,63E+07	7,67E+03	0,02					0	0,0
						autoklaviert 200 F. c.	0,095	4,94E+08	4,97E+05	0,85					200	44,7
						nur Boden	0,017	3,57E+06	8,90E+04	0,80					0	
						20 F. c.	0,014	1,40E+06	3,10E+04	0,87					20	17,5
9	Röhren	Versuchsfache Sickinge	50g		166/0	50 F. c.	0,019	2,23E+06	6,00E+04	0,74					50	22,7
						100 F. c.	0,021	2,55E+06	3,33E+04	0,75					100	22,3
						200 F. c.	0,020	2,27E+06	4,50E+04	0,80					200	38,0
						nur Boden	0,145	4,05E+06	2,07E+04	1,21	6,04	37,73	1,32	0,019	0	
10	Röhren	Versuchsfache Sickinge	100g		148/1	100 F. c.	0,084	5,90E+06	1,13E+04	1,17	5,98	39,20	1,29	0,021	10	
						200 F. c.	0,162	6,73E+06	8,33E+03	1,19	6,07	39,48	1,31	0,019	20	
						nur Boden/Luzerne	0,200	8,57E+07	4,87E+04	3,58	5,99	36,87	1,47	0,033	0	
						100 F. c./Luzerne	0,214	1,22E+08	6,67E+04	3,86	5,96	36,61	1,49	0,041	100	
2	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		146/14	nur Boden/Maisblatt	0,360	5,47E+07	1,33E+04	3,63	6,35	39,85	1,38	0,023	0	
						100 F. c./Maisblatt	0,317	5,07E+07	6,67E+03	3,91	6,36	41,43	1,47	0,031	100	
						nur Boden/Stroh	0,154	1,12E+07	3,13E+04	2,24	6,50	39,07	1,37	0,001	0	
						100 F. c./Stroh	0,155	8,27E+06	9,33E+03	2,77	6,45	39,85	1,46	0,020	100	
3	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		147/33	nur Boden	0,017	3,10E+07	1,09E+05	4,86	7,83	38,17	4,64		0	
						10 F. c.	0,013	2,27E+07	1,43E+05	4,72	7,85	43,12	4,92		10	
						25 F. c.	0,021	3,53E+07	8,95E+04	4,62	7,86	38,87	4,32		25	
						50 F. c.	0,015	2,85E+07	3,67E+04	4,18	7,85	38,92	4,64		50	
13	Nunc-Döschchen in Weckgläsern	Gips-Aktivkohle-Boden	500	Fütterung mit Hele, Luzerne, Maisblatt	27/3	100 F. c.	0,015	2,27E+07	4,60E+04	4,33	7,81	42,90	5,00		100	
						nur Boden	0,019	4,73E+07	1,53E+05	6,00	7,80	56,70	4,72		0	
						10 F. c.	0,017	5,13E+07	8,33E+04	5,18	7,80	55,49	4,71		10	
						20 F. c.	0,020	4,93E+07	7,00E+04	5,99	7,85	59,77	4,66		20	
13	Nunc-Döschchen in Weckgläsern	Gips-Aktivkohle-Boden	500	Fütterung mit Hele, Luzerne, Maisblatt	6/0	50 F. c.	0,018	2,95E+07	8,00E+04	5,84	7,86	59,59	4,70		50	
						100 F. c.	0,018	3,55E+07	6,00E+04	5,50	7,82	60,15	4,69		100	
						200 F. c.	0,018	2,57E+07	4,00E+04	5,61	7,85	61,40	5,00		200	
						nur Boden	0,036								0	0,1
13	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		146/14	167 F. c.	0,036								167	3,6
						333 F. c.	0,030								333	5,2
						nur Boden	0,223								0	1,0
						167 F. c.	0,239								167	1,9
13	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		147/33	333 F. c.	0,229								333	2,0
						500 F. c./Hele	0,125								500	
						500 F. c./Luzerne	0,032								500	
						500 F. c./Maisblatt	0,023								500	

Tab. 12: Überblick über die Mittelwerte aller Ergebnisse der Versuche I-X

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Substratmenge (Tg)	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	eingesetzte Tiere pro 100g Substrat (Tg) Zugabe von organischem Material	Gesamtkonzentration pro 1g Substrat (Tg); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	Pilzkonzentration pro 1g Substrat (Tg); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	Dehydrogenaseaktivität in mg TP/100g Substrat (Tg); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	pH Mittelwert der wöchentlichen Messungen	Bodenfeuchtigkeit (in % von Wkmax); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	organischer C-Gehalt (Gew.-% des getrockneten Substrates); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	Nitrat-Gehalt (Gew.-% des getrockneten Substrates); Mittelwert der wöchentlichen Messungen	Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat (Tg)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat (Tg)
I	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Bepflung mit Hypophybia burtonii	42	nur Boden 50 F. c.	7,38E+06	5,70E+05	0,31	6,6	48,2			0	
V	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Bepflung mit Hypophybia burtonii	64	nur Boden	5,07E+08	4,14E+05	0,61	6,6	48,2			50	
VII	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Bepflung mit Verticillium nigrescens	42	50 F. c.	2,69E+06	7,27E+05	0,17	6,5	32,4	1,38	0,010	0	0,0
VIII	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Bepflung mit Hypophybia burtonii; Zugabe von Strohackel, Luzernemehl, Maisblatt	44	50 F. c.	1,49E+08	1,85E+06	0,52	6,6	32,5	1,35	0,010	50	890,0
X	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Bepflung mit Hypophybia burtonii	42	50 F. c.	9,48E+08	3,34E+07	1,00	6,9	30,5	1,40	0,013	0	
IX	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	Bepflung mit Hypophybia burtonii	43	50 F. c.	8,22E+08	1,76E+07	1,09	6,9	30,7	1,41	0,010	50	
III	Reagenzglas	Versuchsfläche Braunschweig	10g	autoklaviert, Bepflung mit Hypophybia burtonii	42	nur Boden/ Luzerne 50 F. c./ Luzerne 50 F. c./ Maisblatt 50 F. c./ Stroh 50 S. coeca 50 X. corticis	1,16E+08 1,18E+09 5,80E+08 8,85E+08 1,92E+08 2,56E+07 1,00E+09 8,06E+08 4,89E+08 7,79E+08	6,42E+07 4,98E+07 3,04E+07 2,58E+07 1,72E+07 7,84E+06 3,47E+06 5,30E+06	0,88 1,63 0,63 1,61 0,35 0,54 1,01 0,99 1,01	6,9 6,9 6,9 6,9 6,9 6,7 6,8 6,8	48,2 44,7 47,1 47,0 47,5 51,7 50,9 50,4	1,80 1,70 1,70 1,76 1,78 1,43 1,51 1,40	0,011 0,009 0,014 0,013 0,008 0,008 0,013	0	
II	Reagenzglas	Versuchsfläche Sickinge	10g	autoklaviert, Bepflung mit Hypophybia burtonii	41	nur Boden 50 F. c. 50 P. minuta	5,52E+06 1,87E+06 3,88E+06 4,57E+08 7,21E+08 4,99E+08	7,84E+05 1,60E+06 2,31E+06 1,75E+07 1,78E+06 9,60E+06	0,08 0,01 0,09 0,95 0,96 1,14	6,9 7,0 7,0	37,0 37,6 37,2 37,7 36,9 38,2	1,57 1,48 1,48 1,43 1,41 1,39	0,013 0,016 0,014 0,013 0,009 0,014	0	
IV	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Bepflung mit Verticillium nigrescens	42	nur Boden 50 F. c.	1,50E+08 5,29E+08	1,68E+08 3,43E+08		5,5 5,6	52,8 51,4		0,058 0,059	0	
VI	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Bepflung mit Hypophybia burtonii	41	nur Boden 50 F. c.	3,60E+08 6,78E+08	2,63E+08 2,09E+08		5,5 5,5	61,4 61,4		0,059 0,061	0	

5.12 Untersuchung der gemessenen Parameter im Hinblick auf Korrelationen

Die Messergebnisse der einzelnen Parameter aller Versuche wurden auf Korrelationen hin untersucht. Die ermittelten Korrelationskoeffizienten sind in den Tab. 31 bis 47 im Anhang zu finden. Tab. 13 zeigt eine Zusammenfassung der Ergebnisse der Untersuchung im Hinblick auf Korrelationen.

Besonders interessant sind zunächst die Ergebnisse der Korrelationsanalyse zwischen dem Parameter „durchschnittlicher Collembolenbesatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat“ sowie den übrigen Parametern. Auf dem 95%-Signifikanzniveau wurde lediglich in 3 von 12 Versuchen eine Korrelation zwischen Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn und Gesamtkeimzahl festgestellt. Interessant ist auch die Korrelation zwischen Dehydrogenaseaktivität und Atmungsmessung, die bei 3 von 8 Versuchen signifikant war (95%-Signifikanzniveau). Im Übrigen wurden nur bei einzelnen Versuchen Korrelationen zwischen Parametern festgestellt, die sich nicht verallgemeinern lassen.

Tab. 13: Zusammenfassung der Untersuchung der gemessenen Parameter auf Korrelationen

	Atmungs-messung; mittl. CO2-Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Substrat	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase-aktivität (TPF in mg/100g Substrat)	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew. % des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew. % des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew. % des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat (TG)	1(6) 7									
	3									
	2									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat (TG)	7	1(12) 13								
	3	1(12) 3								
	2	1(12) 2								
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	3(8, 10, 12) 8	2(12, IX) 12	1(9) 12							
	3	3	3							
	2	2	1(11) 2							
pH	5	9	9	1(VIII) 9						
	2	2	2	1(11) 2						
	2	1(12) 2	1(12) 2	2						
Bodenfeuchtigkeit (Gew. % des getrockneten Substrates)	1(11) 6	1(9) 11	1(12) 11	1(II) 11	3(12, X) 9					
	2	2	2	2	2					
	2	2	1(12) 2	2	1(12) 2					
organischer C-Gehalt (Gew. % des getrockneten Substrates)	1(11) 6	2(9, 12) 10	10	1(12, IX) 10	1(III) 8	10				
	2	2	2	2	2	2				
	2	2	2	2	2	2				
Nitrat-Gehalt (Gew. % des getrockneten Substrates)	1	1(12) 1	1	1	1	1	1			
	1	1	1	1	1	1	1			
	1	1(12) 1	1	1(12) 1	1(12) 1	1	1			
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat (TG)	12	3(10, VIII, IX) 12	12	2(7, IX) 13	9	11	2(10, IX) 10	1		
	4	3	1(6) 3	3	2	2	2	1		
	2	1	1	1	1	1	1	1		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat (TG)	6	2	2	3	0	1	1		1(8) 6	
	1(4) 2	1(6) 1	1	1	0	0	0		2	
	1	0	0	0	0	0	0		1	
obere Zeile im Dreierblock	Betrachtung aller Varianten				rote Ziffer: (in Klammern): blaue Ziffer:	Anzahl der Versuche mit Korrelation; Signifikanzniveau 95%				
mittlere Zeile im Dreierblock	Betrachtung der ungedüngten Varianten bzw. nicht autoklavierten Ansätze					Nummern der betroffenen Versuche				
untere Zeile im Dreierblock	Betrachtung der gedüngten Varianten					Anzahl Versuche, die auf Korrelation der Parameter hin überprüft wurden				

6 Diskussion

Die Ergebnisse der einzelnen Kapitel der vorliegenden Arbeit werden im Folgenden analysiert, miteinander verglichen und den Erkenntnissen anderer Autoren gegenübergestellt.

6.1 Kritische Betrachtung der Methodik

6.1.1 Defaunierung

Eine wesentliche Voraussetzung für die Tauglichkeit der angewandten Methodik ist die Defaunierung oder besser die Entfernung der Meso- und Makrofauna aus dem Substrat. Grundsätzlich hat sich gezeigt, dass dieses Ziel durch Sieben und Trocknung weitgehend erreicht werden kann (siehe Kap. 5.1, Tab. 6).

Als Nachteil ist ein Einfluss der Trocknung auf die Mikroorganismenaktivität anzusehen, der durch die erhöhte Atmungsrate zu Beginn der Versuche deutlich wird (Abb. 65, 67, 69, 71, 73, 75, 77, 79, 83, 85).

Eine vollständige Defaunierung erfolgte vermutlich nicht, ein Teil der Bodenmikrofauna überdauerte wahrscheinlich die Prozedur. Dies ist an sich nicht als Nachteil anzusehen, da durch den Erhalt der Mikrofauna-Populationen die Verhältnisse in den Versuchsgefäßen eher den Verhältnissen im Freiland entsprechen als bei vollständiger Defaunierung. Es ist jedoch zu bedenken, dass Nematoden- und Protozoen-Populationen durch die Behandlung möglicherweise verändert wurden. Nach COLEMAN ET AL. (1983) und CLARHOLM (1989) beeinflussen Protozoen und Nematoden die Populationsdynamik der Mikroflora und beeinflussen auch direkt die N-Mineralisation. Diese Effekte wurden nicht näher betrachtet.

Ein Schwachpunkt zeigte sich auch in der Anwesenheit von Milben in einigen Versuchsansätzen. SIEDENTOP (1993), die eine ähnliche Beobachtung machte, empfahl als Alternative die Verwendung von „artificial soil“ (OECD TG 207 1984). Damit stünde ein Substrat zur Verfügung, welches absolut rückstandsfrei und frei von Tieren, Eiern und Dauerstadien ist. Auch die mikrobielle Besiedlung von artificial soil ist nach KAMPMANN (1994) gering. Eine andere Alternative wäre eine wirkungsvollere Entfernung der Tiere z.B. durch Trocknung bei höheren Temperaturen oder Autoklavieren. Eine Auflistung weiterer möglicher Methoden findet sich bei DUNGER UND FIEDLER (1997): Gefriertrocknung, chemische Behandlung, Bestrahlung mit Mikrowellen (siehe auch HUHTA ET AL. 1989, PFEIFF 1996) oder Gamma-Strahlen (z.B. verwendet von HAGVAR 1988). Durch diese Maßnahmen wird allerdings auch die Bodenmikroflora und -fauna abgetötet oder zumindest noch stärker verändert, als dies durch die hier angewendete schonende Trocknung der Fall ist. Es ist fraglich, ob durch die Verwendung von sterilem Substrat, welches mit einer Bodensuspension beimpft wurde, annähernd natürliche Verhältnisse geschaffen werden können. Zudem muss berücksichtigt werden, dass über eine Bodensuspension wiederum auch Vertreter der Mikrofauna in den Boden gelangen können, so dass damit ebenfalls kein tierfreies, allerdings ein mesofaunafreies Substrat zur Verfügung steht (HAGVAR 1988). Nach Untersuchungen von KAMPICHLER ET AL. (1995) ist die Tiefkühlung von Bodenproben mit Hilfe von Trockeneis gut geeignet, um das Substrat tierfrei zu machen. Die Arbeitsgruppe stellte allerdings einige überlebende Milben, sowie einzelne Collembolen und Enchyträen fest (BRUCKNER ET AL. 1993, 1995). MEBES (1999) machte gute Erfahrungen mit zweimaligem Tiefgefrieren bei -72°C im Abstand von 24 Stunden. FROMM (1997) stellte jedoch Nachteile des Tiefgefrierens (zweifach im Abstand von 24 Stunden bei -20°C) fest: Das Hauptproblem sieht er in einem starken Mineralisationsschub von C und N innerhalb der ersten 6 Wochen nach der Behandlung durch abiotische Auswaschung und erhöhte mikrobielle Tätigkeit. Zudem ist ein

Ausschalten der Mikrofauna auch mit dieser Methode nicht möglich. Er empfiehlt zur vollständigen Defaunierung eine Trocknung bei 55°C.

Offensichtlich gibt es keine Methode der Defaunierung, die neben Vorteilen nicht auch Nachteile birgt. Es ist wichtig, die Methode in Abhängigkeit vom Ziel der Untersuchung zu wählen und die jeweiligen Nachteile bei der Interpretation der Ergebnisse zu berücksichtigen.

6.1.2 Eignung der Versuchsgefäße bzw. der Versuchsdesigns

A. Weckgläser

Die Weckgläser eignen sich gut als Versuchsgefäße für die Atmungsmessungen nach der verwendeten Methode, da diese Methode eine gewisse Mindestsubstratmenge voraussetzt, um auswertbare Ergebnisse zu liefern. Der hohe Substratbedarf ist andererseits aber als Nachteil anzusehen, da damit ein hoher Bedarf an gleichaltrigen Versuchstieren korreliert ist.

Als großer Nachteil der Weckgläser erwies sich die Austrocknung des Versuchssubstrates trotz der gut schließenden Deckel, insbesondere bei den Langzeitversuchen. Die Austrocknung wird offenbar durch die große Bodenoberfläche begünstigt. Die feuchtigkeitsgesättigte Luft entweicht bei jeder Probennahme, d.h. bei jedem Austausch der Lauge zur Bestimmung des entstandenen CO₂. Austrocknung kann die Überlebensrate der Tiere und damit indirekt, aber auch direkt die anderen Messparameter beeinflussen. Während des Versuchsverlaufs konnte jederzeit leicht Wasser zugegeben werden. Allerdings war keine Bestimmung des Feuchtigkeitsgehaltes (ohne Störung der Versuchsansätze) möglich. Eine Zugabe von Wasser erfolgte nur in 3 Fällen „nach Augenschein“. Insbesondere in Versuch 7 erwies sich diese Praxis als zu restriktiv.

Es ist zudem zu beachten, dass durch die gut schließenden Deckel das Substrat einschließlich Versuchstiere nicht kontinuierlich mit Sauerstoff versorgt wurde. Eine Zufuhr frischer Atemluft erfolgte, wenn die Gefäße geöffnet wurden, um die Lauge auszutauschen.

Ein zusätzliches Problem stellte die Gefahr dar, dass aus dem Laugenbehälter Lauge überlief und damit den Versuchsansatz unbrauchbar machte. Einige Ansätze mussten aus diesem Grund vorzeitig aus den Untersuchungen ausgeschlossen werden.

Einige weitere Versuchsansätze mussten verworfen werden, da erkennbar Pflanzenkeimlinge auftraten und die Atmungsmessungen verfälschten.

Es stellte sich heraus, dass nur flache Abdampfschalen als Laugenbehälter geeignet sind. Füllt man die Lauge in tiefere Porzellanschalen, wird das entstehende CO₂ nicht vollständig absorbiert. Offenbar muss eine ausreichend große Kontaktfläche zwischen Lauge und Umgebungsluft hergestellt sein, die Versuchsansätze liefern sonst keine aussagefähigen Ergebnisse. Laut KIRITA UND HOZUMI (1966) haben die Menge und die Oberfläche der CO₂-Absorptionslösung einen Einfluss auf die Ergebnisse. Außerdem müssen, um eine Absorption von mindestens 90% des entstandenen CO₂ zu erreichen, nach ihren Untersuchungsergebnissen gegen Ende des Untersuchungsintervalls noch 80% der Laugen-Menge unverbraucht sein. In der vorliegenden Untersuchung wurden Ergebnisse, die diese Anforderung nicht erfüllten, bei der Auswertung nicht berücksichtigt. Dies führte dazu, dass auswertbare Messungen oft erst eine Reihe von Tagen nach Versuchsstart (bei nachlassender Atmungsintensität) zustande kamen.

Ein besonderes Problem ergab sich bei der Atmungsmessung in Versuch 11 in den Versuchsansätzen mit Zusatz von organischem Material. In diesen Ansätzen war die Atmung so intensiv, dass jeweils die gesamte Lauge durch das entstandene CO_2 umgesetzt war. Eine Auswertung war deshalb nicht möglich.

Es muss also schon beim Ansetzen der Versuche kalkuliert werden, welche Menge an entstehendem CO_2 erwartet wird, um eine ausreichende Menge an Lauge zur Verfügung zu stellen. Bei größeren zu erwartenden CO_2 -Mengen müssen häufigere Titrationsen durchgeführt oder größere Laugenmengen oder eine höher-molare Lauge verwendet werden.

Hin und wieder wurden einzelne Versuchstiere auf der Flüssigkeitsoberfläche der Lauge in den Porzellanschalen festgestellt. Um dies zu verhindern, wurde die Kombination Weckgläser/kleine Substratbehälter getestet. Dabei ergab sich der Nachteil, dass das Bodenvolumen im Verhältnis zum Volumen der Umgebungsluft relativ klein war, wodurch die Messungen an Genauigkeit verloren.

B. Glasröhren

Die Glasröhren besitzen als Versuchsgefäße ebenfalls Vor- und Nachteile. Die konstante Belüftung stellte sicher, dass die Versuchsansätze gleichmäßig und ausreichend mit Sauerstoff versorgt wurden. Es stellte sich als vorteilhaft heraus, dass die Luft vor dem Durchströmen der Versuchsgefäße befeuchtet worden ist, da so die Austrocknung des Substrates vermindert werden konnte.

Ein gravierender Nachteil ist, dass offenbar über die konstante Belüftung Mikroorganismen in das Substrat eingetragen wurden, die sich insbesondere in autoklaviertem Substrat stark vermehrten.

Zudem stellte sich heraus, dass nicht alle Versuchstiere in dem substratgefüllten Bereich der Röhren blieben, sondern einige diesen verließen. Dieses Verhalten war nicht wünschenswert, da ja die Effekte der Tiere im Boden analysiert werden sollten. Die Tiere wurden in Versuch 6 am Verlassen des Bodens gehindert, indem das Substrat mitsamt den Tieren in Gazebeutel gefüllt wurde.

C. Reagenzgläser

Die Reagenzgläser eigneten sich nicht als Versuchsgefäße für die Atmungsmessung nach der geschilderten Methode, da hier mit recht kleinen Bodenvolumina gearbeitet wurde. Die Titrationsmethode ist vermutlich zu ungenau, um die CO_2 -Entwicklung in diesen geringen Mengen zu messen und vor allem, um die geringen Unterschiede zwischen den Varianten feststellen zu können.

Die Untersuchung verschiedener anderer Bodenparameter setzt jedoch deutlich geringere Bodenvolumina als die Atmungsmessung voraus. Die Möglichkeit, in den Reagenzglasversuchen mit kleinen Substratmengen arbeiten zu können, war bei diesen Analysen als Vorteil anzusehen, da weniger Tiere für die Durchführung der Versuche benötigt wurden. Es wurde dadurch möglich, auch Tierarten zu testen, die über eine niedrigere Reproduktionsrate verfügen und deshalb nicht zu Tausenden gleichaltriger Tiere zur Verfügung standen.

Reagenzgläser sind als Versuchsgefäße kostengünstig zu beschaffen und sind während der Versuchsdurchführung in Reagenzglasständen im Klimaschrank oder in einer Klimakammer Platz sparend und einfach zu lagern.

D. Zusammenfassung: Eignung der Versuchsgefäße

Die in der vorliegenden Untersuchung verwendeten Versuchsgefäße erfüllen wichtige Voraussetzungen für den Einsatz: sie sind problemlos und preisgünstig zu beschaffen, sie sind leicht zu reinigen und autoklavierbar, sie beeinflussen die Vorgänge nicht durch Abgabe von Inhaltsstoffen an das Versuchssystem.

Insgesamt zeigte es sich, dass beim Einsatz der Glasröhren die Nachteile gegenüber den Vorteilen überwiegen. Bei einem zukünftigen Einsatz ist die Vorschaltung eines mikroorganismendichten Filters zu empfehlen. Weckgläser und Reagenzgläser waren zur Bearbeitung der vorliegenden Fragestellungen gut geeignet, sofern man von der Austrocknung des Substrates absieht. Die Weckgläser eignen sich insbesondere gut für die Atmungsmessung nach der geschilderten Methode, die Reagenzgläser für die Untersuchung verschiedener anderer Parameter. Sie sind besonders gut geeignet, wenn unterschiedliche Arten untersucht werden sollen, wobei diese Arten auch andere Mesofaunavertreter umfassen könnten.

6.1.3 Anzahl von Wiederholungen

In jeder wissenschaftlichen und insbesondere bei ökologischen Untersuchungen ist (im Hinblick auf im Allgemeinen begrenzte Ressourcen) bei der Konzeption zunächst eine Entscheidung zu treffen:

- Durchführung einer großen Zahl von Wiederholungen bei Untersuchung vergleichsweise weniger Parameter
- oder
- Untersuchung einer größeren Zahl von Parametern bei einer kleineren Zahl von Wiederholungen.

Beide Ansätze bergen Chancen und Risiken. Wegen der komplexen Wechselwirkungen in Ökosystemen können beim ersten Ansatz möglicherweise wichtige Elemente des ökologischen Wirkungsgefüges nicht untersucht werden. Der Vorteil ist eine höhere Aussagefähigkeit der Ergebnisse. Der zweite Ansatz liefert Resultate, die möglicherweise das Gesamtverständnis der Zusammenhänge erleichtern, die jedoch aufgrund zu geringer Stichprobengröße eventuell statistisch nicht abzusichern sind.

Laut MEBES (1999) sind für das Verständnis von Populationsdynamiken und komplexen Wechselwirkungen komplexe Untersuchungen nötig, die so viele Parameter wie möglich einbeziehen. In der vorliegenden Untersuchung wurde aufgrund ähnlicher Überlegungen ein Kompromiss zwischen beiden Ansätzen gesucht, der allerdings stärker von der Philosophie des zweiten Ansatzes geprägt ist.

6.2 Collembolenbesatz bei Versuchsende

Sollten die Funktionen der Collembolen im Boden nicht nur von deren grundsätzlicher An- oder Abwesenheit, sondern von der Individuenzahl abhängen, wäre eine regelmäßige Überprüfung der Populationsentwicklung im Versuchsverlauf wünschenswert. Leider war dies hier aus technischen Gründen (siehe Kap. 4.7.1) nicht möglich. Die Überprüfung der Überlebensrate der Tiere bei Versuchsabschluss ist ein Kompromiss. Sie gibt zwar keinen exakten Aufschluss über den Verlauf der Populationsentwicklung, lässt aber zumindest Rückschlüsse auf Überlebensrate und Reproduktion im Versuchssubstrat zu.

Die Untersuchung der Besatzdichten bei Versuchsende erbrachte sehr unterschiedliche Ergebnisse (siehe Tab. 6). Lediglich in einem der 6 daraufhin untersuchten Versuche (Versuch 8, Versuch in Glasröhren) wurde eine Korrelation zwischen den Besatzdichten bei Versuchsbeginn und Versuchsende festgestellt (Signifikanzniveau 95%; siehe Tab. 13), was überrascht.

Zunächst sollen die **Ergebnisse in Substrat ohne Zusatz organischen Materials** betrachtet werden, wobei in allen hier überprüften Versuchen *Folsomia candida* eingesetzt wurde. Die Besatzzahlen zu Versuchsbeginn lagen bei 17 bis 400 Tieren/100g Substrat.

Beim LUFA 2.1-Substrat lagen die Besatzzahlen eines Weckglasversuches nach 146 bzw. 147 Tagen Versuchsdauer bei durchschnittlich 1,9 bis 5,2 Individuen pro 100g Boden (Versuche 2 und 3; Anfangsbesatz: jeweils 167 und 333 Tiere). Beim Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche lagen die Zahlen für einen Weckglasversuch nach 97 Tagen bei 0,2 bis 4,3 pro 100g Substrat (Versuch 5; Anfangsbesatz: 17, 33 und 67 Tiere), bei den Röhrenversuchen ergaben sich nach 11 Tagen im Mittel Dichten von 38 bzw. 42,4 Tieren pro 100g (Versuch 4; Anfangsbesatz: 100 und 200 Tiere), nach 62 Tagen von 22 bis 38 Individuen pro 100g (Versuch 8; Anfangsbesatz: 20, 50, 100 und 200 Tiere), nach 102 Tagen von 10,5 bis 18,5 Tiere pro 100g Substrat (Versuch 6; Anfangsbesatz: 80, 200 und 400 Tiere).

Demnach **nahmen die Tierzahlen** ohne Zugabe organischer Substanz **mit zunehmender Versuchsdauer ab** (Ausnahme: Versuch 8 – Gefäße mit Anfangsbesatz von 20 Tieren, bei Versuchsabschluss nach 62 Tagen durchschnittlich 22 Tiere). Es fand offenbar keine Reproduktion statt, die eingesetzten Adulten starben nach und nach. Auch MEBES (1999) stellte in einem Versuch mit je 20 Collembolen-Individuen unterschiedlicher Arten in 100g Substrat von einer Ackerfläche nach 22 Wochen für die meisten Arten einen Abundanzrückgang fest. SNIDER (1971) gab die mittlere Lebensdauer für *Folsomia candida* mit 136 Tagen an, die maximale Lebensdauer mit 198 Tagen. FOUNTAIN UND HOPKIN (2005) berichten von einer durchschnittlichen Lebensdauer von 240 Tagen bei 15°C und von 111 Tagen bei 24°C an. Die Tiere waren in der vorliegenden Untersuchung bei Versuchsbeginn 21 Tage alt. Die meisten eingesetzten Tiere erreichten also die mittlere Lebensdauer nicht. Nach den langen Versuchsdauern waren die eingesetzten Tiere nicht mehr von eventuellen Nachkommen zu unterscheiden. Wenn eine Reproduktion erfolgt ist, dann konnte durch diese jedenfalls die ursprüngliche Besatzdichte nicht aufrechterhalten und schon gar nicht erhöht werden. *Frisea mirabilis* frisst nach Berichten von GISIN (1960) und PETERSEN (1971) Collembolen-Eier. GREEN (1964b) beobachtete Eikannibalismus auch bei *F. candida*. Möglicherweise kam es im vorliegenden Versuch durch die sehr hohen Besatzdichten und das geringe Nahrungsangebot dazu, dass Eier durch die adulten Tiere gefressen wurden. Laut GREEN (1964a) ist zudem eine Inhibition der Oviposition bei Überbevölkerung zu beobachten. Nach Beobachtung in den Laborzuchten kann dies bestätigt werden, tritt aber bei ansonsten optimalen Lebensbedingungen erst bei extrem hohen Besatzdichten auf, die in den Versuchssubstraten in keinem Fall erreicht wurden. Nach MILNE (1960) wird die Fertilität durch Stress im Wettbewerb um Lebensraum eingeschränkt, nach USHER ET AL. (1971) sind jedoch die Nahrungsressourcen der limitierende Faktor. Auch nach DRAHEIM UND LARINK (1995) beeinflusst die Qualität der Nahrung den Zeitpunkt der Eiablage und die Zahl der abgelegten Eier bei *F. candida*, *P. minuta* und *S. coeca*. SMITH (1997) stellte in einem Laborversuch Einflüsse von Temperatur, Feuchtigkeit, Nahrungsangebot und Substrat auf die Populationsentwicklung von 7 Collembolenarten fest.

Das gemittelte Temperaturoptimum für *F. candida* liegt laut THIMM (1993) bei 21,1°C, also in dem für die Versuche gewählten Temperaturbereich (20±1°C), so dass dieser Faktor die Überlebensrate vermutlich nicht beeinflusst hat.

Das pH-Optimum von *F. candida* liegt gemäß HUTSON (1978b) bei 5,2. Die pH-Werte der hier verwendeten Substrate weichen nicht stark davon ab, lediglich im Substrat aus Sickte (pH 7,4), für welches keine Überlebensrate überprüft wurde, könnte der pH zur Beeinträchtigung der Reproduktion geführt haben (CROUAE ET AL. 1999).

BAUCHHENß (1983) gibt für einen Acker in Bayern eine mittlere Dichte von 5-7 Collembolen/100cm³ an. GEIßEN-BROICH (1992) fand auf landwirtschaftlich genutzten Flächen am Niederrhein Dichten von 1-10 Individuen/100cm³, HEIMANN-DETLEFSEN (1991) auf einem Ackerboden in der Nähe von Wolfenbüttel 2.000-180.000 Collembolen-Individuen/m². Der Mittelwert lag bei 23.000/m². Bei einer Probennahmetiefe von 10cm entsprach dies durchschnittlich 23 Individuen/100cm³. LÜBBEN (1991) fand auf einer Braunschweiger Fläche (schluffiger Sand) 8-30 Individuen/100cm³, RÖSKE (1993) auf verschiedenen Ackerflächen in der Umgebung von Braunschweig 20.000 bis 110.000 Individuen/m² bei 15cm Probennahmetiefe, entsprechend 13-73 Individuen/100cm³. FROMM (1997) berichtet von 1.750-11.000 Individuen/m² bei allerdings nur 5cm Probennahmetiefe, entsprechend 3,5-22 Individuen/100cm³. Eine eigene Untersuchung der Collembolendichte der Braunschweiger Versuchsfläche der BBA (NEBELUNG 1988) ergab im Mai 1987 einen Wert von 6,7/100cm³. Im Rahmen einer weiteren Untersuchung ergaben sich auf derselben Fläche über das ganze Jahr betrachtet Mittelwerte von 6 bis 17 Individuen/100cm³ (SIEDENTOP mdl. Mitteilung) bezogen auf eine Probennahmetiefe von 15cm.

Die Zahlen der in den hier durchgeführten Versuchen **wiedergefundenen Tiere entsprachen damit in Ihrer Größenordnung der natürlichen Besatzdichte** auf der Braunschweiger Versuchsfläche. Im Substrat können unter den gegebenen Lebensbedingungen offenbar nicht mehr Collembolen überleben. Es stellt sich anscheinend ein natürliches Gleichgewicht zwischen Ressourcen und Abundanz ein, was zur Folge hat, dass in den meisten Versuchen keine Korrelation zwischen den Individuenzahlen bei Versuchsbeginn bzw. Versuchsabschluss festgestellt wurde. Die geringe Überlebensrate ist wohl in erster Linie auf einen im Verhältnis zu diesen Ressourcen stark überhöhten Besatz bei Versuchsbeginn zurückzuführen. Dieser stark überhöhte Besatz war allerdings durchaus bewusst gewählt worden, um einen maximalen Effekt der Tiere auf die untersuchten Bodenparameter zu ermöglichen und nachweisen zu können.

Der **Collembolenbesatz bei Versuchsende** war in der vorliegenden Untersuchung offenbar **stark abhängig vom zur Verfügung stehenden organischen Material**, weniger von den eingesetzten Tierzahlen, was den Ergebnissen von USHER ET AL. (1971) entspricht. Durch die Zugabe von 0,5g Luzernemehl pro 100g Substrat (Versuch 4) erhöhte sich die Zahl der bei Versuchsende gefundenen Tiere drastisch. Nach nur 11 Tagen wurden in den 4 Versuchsgefäßen mit je 50 eingesetzten Tieren 55, 78, 480 und 532 Tiere gefunden, bei 100 eingesetzten Tieren waren es 109 bzw. 450 und 562 Tiere. Die Ergebnisse bilden 2 Gruppen: in einigen Gefäßen wurden vor allem die eingesetzten adulten Tiere wiedergefunden, in anderen Versuchsgefäßen hat offenbar der erste Schlupf stattgefunden. Da 21 Tage alte Tiere verwendet wurden, waren diese bei Versuchsbeginn nach einer Veröffentlichung von SNIDER (1971) schon geschlechtsreif. Die erste Eiablage findet nach seinen Untersuchungen durchschnittlich 16,4 Tage nach dem Schlupf der Tiere statt. Bei 21°C dauert es dann nach seinen Erkenntnissen 9 bis 11 Tage bis zum Schlupf der Nachkommen. DRAHEIM (1992) gab eine mittlere Entwicklungszeit zwischen Eiablage und Schlupf von 12,5 Tagen bei 20°C an. Nach FOUNTAIN UND HOPKIN (2005) dauert es bei 20°C vom Schlupf bis zur ersten Eiablage 21 bis 24 Tage, von der Eiablage bis zum Schlupf der Nachkommen 7 bis 10 Tage. Offenbar hat in der vorliegenden Untersuchung der Schlupf der ersten Nachkommen-Generation in den meisten der insgesamt 7 Versuchsgefäße nach 11 Tagen Versuchsdauer schon stattgefunden. MILNE (1960) beobachtete bei *F. candida* eine synchrone Oviposition. Diese Feststellung kann nach eigenen Erfahrungen aus der Pflege der Laborzuchten und Bereitstellung gleichaltriger Tiere bestätigt werden,

insbesondere nach Umsetzen der Tiere. Die Ergebnisse der Untersuchung der Individuenzahlen in Versuch 4 zeigen, dass die Tiere sofort nach dem Umsetzen in das Versuchssubstrat mit der Eiablage begonnen haben, und zwar offenbar verschiedene Tiere eines Gefäßes synchron, in den verschiedenen Gefäßen aber leicht zeitlich versetzt. Bei jeder Eiablage werden von jedem Weibchen ca. 30 bis 50 Eier in gemeinschaftlichen Haufen abgelegt. Jedes Tier durchläuft während seines Lebens ca. 45 Häutungen, wobei sich kurze reproduktive (1,5 Tage) und längere nicht-reproduktive Phasen (8,5 Tage) abwechseln (FOUNTAIN UND HOPKIN 2005). Insgesamt werden so von jedem Tier (nur parthenogenetische Weibchen) nach SNIDER (1971) bei 21°C ca. 1000 Nachkommen produziert. Bezogen auf die vorliegende Untersuchung bedeutet dies, dass bei Annahme einer durchschnittlichen Gelegegröße von 40 Eiern von den eingesetzten 50 Adulten ca. 11 oder 12 Tiere Eier abgelegt haben. Dies entspricht einem Anteil am Gesamtbesatz von ca. 20% und damit vermutlich etwa dem Anteil der Tiere, der sich direkt nach Versuchsbeginn in der reproduktiven Häutungsphase befunden hat. Alle später abgelegten Eier konnten bis zum Versuchsende nach 11 Tagen nicht mehr zum Schlupf kommen. Die geringere Reproduktionsrate in den Gefäßen mit zu Versuchsbeginn höherem Collembolenbesatz lässt sich möglicherweise durch ähnliche Effekte erklären, wie sie als Gründe für die geringe Reproduktion und Überlebensrate in Gefäßen ohne Zusatz organischer Substanz diskutiert wurden. Vor allem Eikannibalismus wird bei höherer Besatzdichte wahrscheinlicher, möglicherweise wirken sich auch Stressfaktoren auf die Reproduktion aus.

CROUAU UND CAZES (2003) berichteten, dass bei der Anwendung des *F. candida* Standard-Reproduktionstests (ISO 1999) eine große Variabilität der Ergebnisse festzustellen war. Ein Teil der Variabilität wurde dabei auf geringe Altersunterschiede (Größenordnung: 1 Tag) der Tiere zurückgeführt (nach ISO werden 10-12 Tage alte Tiere eingesetzt, die Versuchsdauer beträgt 28 Tage). Zudem schien es in der Untersuchung von CROUAU UND CAZES (2003) Unterschiede in der Mortalität und in der individuellen Reproduktionsrate der einzelnen Tiere zu geben. Bei einer Versuchsdauer von 5 bis 6 Wochen nimmt die Variabilität der Individuenzahlen bei Versuchsende ab, das heißt die Ergebnisse des Reproduktionstests werden verlässlicher. Auch die vorliegende Untersuchung hat gezeigt, dass selbst bei geringen Altersunterschieden bei kurzer Versuchsdauer die Variabilität der Ergebnisse hoch ist. Eine längere Versuchsdauer könnte sich danach auch bei der Untersuchung mit dem Collembolenbesatz eventuell korrelierter Parameter positiv auswirken.

Der positive Effekt der Zugabe von pflanzlichem Material auf die Collembolen-Abundanz wird von anderen Autoren bestätigt (z.B. HÜTHER 1961). Laut NAGLITSCH (1966) wurden in einem Laborversuch die Collembolen-Individuenzahlen bei Zugabe von 1% Luzerne innerhalb von 4 Monaten gegenüber der Kontrolle deutlich erhöht, noch höher waren sie bei Zusatz von 1% Stroh. NAGLITSCH UND GRABERT (1968) setzten 50 *Folsomia candida* in 95g gewaschenen und geglühten Kies + 5g Roggenstroh + 10ml Aqua dest. Nach 39 Wochen Haltung bei 20°C stellten sie ebenfalls einen extrem starken Anstieg der Collembolen-Individuenzahlen auf bis zu 1500 pro 10g Substrat fest. Auch KOVAC UND MIKLISOVA (1997) fanden einen Zusammenhang zwischen dem Gehalt an organischem Material im Boden und dem Vorkommen von Collembolen. Ebenso stellten VREEKEN-BUIJS ET AL. (1998) in Wald-, Acker- und Grünlandböden eine positive Korrelation zwischen Collembolen-Abundanz und hohem Streueintrag sowie hohem organischem Kohlenstoff-Gehalt fest. MEBES (1999) erzielte in einem Versuch mit je 20 Collembolen in 100g Ackerboden bei Zugabe von Ackersenf ebenfalls deutlich höhere Abundanzen als ohne Zusatz organischer Substanz. Er interpretierte dies als Förderung der Collembolen-Abundanzen durch ein qualitativ hochwertiges, das heißt stickstoffreiches Nahrungsangebot.

In Versuch 13 wurde beobachtet, dass die Tiere Luzerne und Maisblatt nicht erkennbar konsumieren (siehe Kap. 5.5). Ähnliches wird für Stroh vermutet. Es ist also nicht zu erwarten, dass die organische Substanz einen direkten Einfluss auf die Tiere hat. Interessant ist,

dass die Überlebensrate der Tiere durch den Zusatz organischer Substanz dennoch stark erhöht wurde (siehe Tab. 6), so dass indirekte Effekte anzunehmen sind. Bei Zugabe von Stroh oder Lupine fanden EITMINAVIČIŪTĖ ET AL. 1976 einen Zusammenhang zwischen Stärke der Dekomposition und Reproduktion der Mikroorganismen. Auch die Mikroarthropoden wurden durch die Düngung stark gefördert (8-33-fache Individuenzahl verglichen mit der Kontrolle) und erreichten die höchste Abundanz nach 20 bis 30 Tagen. In der vorliegenden Untersuchung wurde im Rahmen von Versuch 12 ebenfalls festgestellt, dass die Gesamtkeimzahl in den Varianten mit Maisblatt-, Stroh- oder Luzernezugabe erhöht ist, und zwar durch Maisblatt leicht, durch Stroh stärker, am stärksten durch Luzerne. Ebenso ist die Pilzkeimzahl durch die Zugabe von Luzerne stark erhöht, durch Maisblatt in der tierfreien Variante erhöht, durch Stroh allerdings erniedrigt. Es ist zu vermuten, dass in den Varianten mit zugesetztem organischem Material die Tiere indirekt durch die Vermehrung der Pilz- und Bakterienkeimzahlen gefördert werden. BRIONES ET AL. (1999) stellten zudem fest, dass *F. candida* Pilze, die auf Oberflächen von Streumaterial wachsen, gegenüber Pilzen auf Bodenpartikeln vorziehen.

Nach einer Untersuchung von SCHEU UND SIMMERLING (2004) kann sich *F. candida* von einem breiten Spektrum von Pilzen ernähren. Zahlreiche weitere Untersuchungen bestätigen ebenfalls, dass Pilze von Collembolen konsumiert werden (siehe Kapitel 4.7). Nach KLIRONOMOS UND URSIC (1998) wird die Populationsdichte von *F. candida* durch die verfügbaren Pilzarten beeinflusst. Nach Erkenntnissen von THIMM ET AL. (1998) werden aber auch Bakterien gefressen. Während der 35 Minuten dauernden Darmpassage werden die einzelnen Bakterienstämme mehr oder weniger stark reduziert, also offenbar selektiv verdaut.

Bei der Betrachtung der **autoklavierten Versuchsansätze** (Versuch 6) ist eine gegenüber den nicht autoklavierten Versuchsansätzen leicht erhöhte Überlebensrate der eingesetzten Tiere festzustellen. Nach 102 Tagen leben von 200 eingesetzten Tieren noch durchschnittlich knapp 45 pro 100g Substrat. Offenbar werden durch das Autoklavieren direkt oder indirekt über die anschließende intensive Neubesiedlung des Substrates mit Mikroorganismen (siehe Abb. 4 sowie Kap. 6.3 und 6.4) Nahrungsquellen für die Tiere verfügbar gemacht.

Der autoklavierte Versuchsansatz, der **mit *Hyphopichia burtonii* beimpft** worden war (Versuch V), zeigte nach 64 Tagen eine deutliche Reproduktion der Tiere. Bei diesem Reagenzglasversuch waren je 5 Tiere in 10g Substrat von der Braunschweiger Versuchsfläche eingesetzt worden. Nach 64 Tagen wurden 89 Tiere in 10g Substrat festgestellt. Es zeigt sich also ein ganz ähnlicher Effekt wie im mit organischer Substanz angereicherten Versuchssubstrat. Dabei war die Beimpfung mit einem Bodenpilz noch wirksamer als die Zugabe von Luzernemehl. Dies ist ein weiteres Indiz dafür, dass die Förderung der Tiere durch die Zugabe von Streumaterial vor allem auf einer Förderung der Mikroorganismen beruht, womit den Tieren indirekt mehr Nahrung zur Verfügung steht.

Auch VISSER ET AL. machten 1981 eine ähnliche Feststellung. Sie untersuchten den Abbau von autoklaviertem Pappelaub mit und ohne Beimpfung mit einem ausgewählten Bodenpilz („sterile dark 298“) sowie mit und ohne Einsatz von *Onychiurus subtenuis*. Die Überlebensrate der Tiere auf inokuliertem Laub war auch in diesen Versuchen höher als auf nicht inokuliertem Laub. LÜBBEN (1991) stellte eine starke Förderung von Collembolen auf einer mit Klärschlamm gedüngten Ackerfläche fest. Die Ursache vermutete sie in einer Erhöhung der verfügbaren Nahrung in Form sich zersetzender Substanzen, wobei eine Trennung zwischen der eigentlichen organischen Substanz und den assoziierten Bakterien und Pilzen nach ihrer eigenen Aussage in diesem Fall nicht möglich war. FLIESSBACH UND REBER (1991) führten die erhöhten Individuenzahlen der Mesofauna auf der von LÜBBEN (1991) untersuchten Fläche ebenfalls auf die erhöhte Bodenfeuchtigkeit und die verbesserten Nahrungsbedingungen für die Tiere zurück, die beide im direkten Zusammenhang mit dem erhöhten Gehalt an organischer Substanz stehen, welche ein sehr gutes Substrat für Bakterien und Pilze darstellt. Auf den mit Klärschlamm gedüngten Flächen wurde eine deutliche

Steigerung der mikrobiellen Biomasse festgestellt. Auch nach einer Einarbeitung von Stopeln und Stroh auf der Versuchsfläche ließ sich eine Steigerung der mikrobiellen Biomasse feststellen, auf die einen Monat später ein Anstieg der Collembolen-Abundanz folgte.

Die Überlebensrate in den **Weckgläsern** ist geringer als in den **Röhren**. Auf der Suche nach den möglichen Ursachen erscheinen zwei Erklärungen als besonders nahe liegend:

Die Ergebnisse der **Feuchtigkeitsbestimmung** der Versuchssubstrate haben gezeigt, dass die Austrocknung in den Weckgläsern offenbar stärker ist, als in den Röhren. Obwohl eine Reihe von Collembolenarten gute Anpassungen an Feuchtigkeitsschwankungen besitzt (siehe Review von LARINK UND JOSCHKO 1999, FOUNTAIN UND HOPKIN 2005), profitieren Collembolen dennoch sowohl direkt als auch indirekt von höheren Feuchtigkeitsgehalten. Der Anstieg der Bodenatmung nach Wasserzugabe in Versuch 5 zeigte deutlich, dass Bakterien und/oder Pilze, eventuell auch Nematoden, Protozoen usw. durch höhere Feuchtigkeitsgehalte gefördert wurden. Dies erhöhte möglicherweise das Nahrungsangebot für die Collembolen. Auch SIEDENTOP (1993) fand einen direkten Zusammenhang zwischen Feuchtigkeit und mikrobieller Besiedlung von Streu und stellte indirekte Effekte auf die Collembolen fest. Bei der Analyse von Reagenzglasversuch V zeigt sich allerdings, dass dort der Feuchtigkeitsgehalt ebenfalls während des Versuchsverlaufs absank und zwar so stark, dass 6 Wochen nach Versuchsstart sogar nachbefeuchtet wurde. Dennoch waren in Versuch V eine hohe Überlebensrate und hohe Reproduktion der Collembolen zu beobachten. Bei Vorhandensein von ausreichenden Nahrungsquellen scheint also ein zusätzliches Befeuchten von nachrangiger Bedeutung zu sein. Eventuell kam das Nachbefeuchten auch gerade rechtzeitig, um ein Einbrechen der Collembolen-Population zu verhindern und einen Reproduktionsschub auszulösen.

Eine genauere Betrachtung zeigt auch, dass in den Weckglasversuchen, die hier zur Auswertung kamen, eine hohe Zahl von **Milben** im Versuchssubstrat festgestellt wurde. Nach ERNSTING ET AL. (1977) sind 70% der Mortalität von Collembolen auf Räuber zurückzuführen. Auch SIMON (1967) gab zu bedenken, dass Collembolen durch ihre hohe Abundanz und ihre Ubiquität eine ernährungsphysiologische Schlüsselstellung als Nahrung für Räuber haben. CORTET ET AL. (2003) stellten in einem Mesokosmosexperiment einen Prädationseffekt von *H. aculeifer* auf *F. fimetaria* und 4 andere Collembolenarten fest. Auch KROGH (1994) berichtete von einer Räuber-Beute-Beziehung zwischen *F. fimetaria* und *H. aculeifer*. SIEDENTOP (1993) verwendete bei Laborversuchen zum Einfluss der Mesofauna auf den Streuabbau dasselbe Substrat, welches in der vorliegenden Untersuchung unter der Bezeichnung „Versuchsfläche Braunschweig“ eingesetzt wurde. Es stammte von exakt derselben Fläche des Braunschweiger BBA-Geländes. Sie stellte fest, dass in ihren Versuchen Gamasiden ein wichtiges Regulativ für die Populationsdichte der Collembolen waren. Ein ähnlicher Effekt könnte also auch hier vorliegen.

Der Fund von Collembolen, Milben und Blattläusen in Versuchsansätzen, in welche keine Tiere eingesetzt worden sind, wird darauf zurückgeführt, dass offenbar Eier und/oder Dauerstadien im Versuchssubstrat überdauert haben. Ähnliche Erfahrungen machten auch andere Autoren nach Trocknung (SIEDENTOP 1993), aber auch nach Mikrowellenbehandlung des Substrates (PFEIFF 1996) oder Tiefkühlung (BRUCKNER ET AL. 1993, 1995). Bei Blattläusen und Milben ist auch ein Eintrag in das Versuchssubstrat über die Luft möglich. Es lässt sich nicht feststellen, ob der Eintrag der Blattläuse und Milben während des Versuchsverlaufes oder erst während der Auslesephase im Extraktionsgerät erfolgt ist. Für die gefundenen Thysanoptera-Individuen wird auf jeden Fall der zweite Weg angenommen. Ein Einfluss auf die Verhältnisse im Versuchssubstrat ist durch diese Tiere damit auszuschließen.

Es hat sich herausgestellt, dass die Tierbesatzzahlen bei Versuchsende weniger von den eingesetzten Zahlen als von der Qualität des Versuchssubstrates abhängen. Vor diesem Hintergrund ist zu überprüfen, ob unterschiedliche Besatzzahlen dennoch unterschiedliche

Effekte auf die untersuchten Bodenparameter haben. Es wäre auch denkbar, dass nur zwischen „mit Tieren“ und „ohne Tiere“ unterschieden werden kann, da die Individuenzahlen sich im selben Substrat unter ansonsten identischen Versuchsbedingungen möglicherweise immer einem vorgegebenen einheitlichen Level annähern. In Kapitel 6.14 werden diese beiden Thesen (1. unterschiedliche Besatzzahlen haben unterschiedliche Effekte auf die untersuchten Bodenparameter bzw. 2. es kann nur zwischen „mit Tieren“ und „ohne Tiere“ unterschieden werden) überprüft. Es sei hier vorweggenommen, dass sich durch die Untersuchungsergebnisse These 1 verifizieren lässt.

6.3 Gesamtkeimzahl

Bei der Bestimmung der Gesamtkeimzahl nach der verwendeten Methode werden in erster Linie aerobe Bakterien erfasst. Bakterien sind die zahlenmäßig dominierende Gruppe von Mikroorganismen im Boden. Schätzungen gehen von 10^6 - 10^9 Bakterien/g Boden aus (SCHAEFER UND SCHINK 1994). In den vorliegenden Untersuchungen lagen die ermittelten Gesamtkeimzahlen in der Größenordnung von 10^5 bis 10^8 pro 1g Boden. Die Bestimmung der Keimzahl nach dem Plattengussverfahren unterbewertet allerdings nach COOPER UND FIEDLER (1997) die lebende Zellpopulation aus folgenden Gründen: 1. Es ist unwahrscheinlich, dass alle lebenden Zellen Kolonien bilden. 2. Weder ein einzelnes Medium noch eine bestimmte Kombination von Bebrütungsbedingungen ist für das Wachstum aller Bakterienzellen geeignet. 3. Das Vorgehen der Verdünnung kann einige Zellen abtöten. 4. Lebende Zellen können aggregiert auftreten, so dass eine Kolonie aus mehr als einer Zelle hervorgeht. 5. Bakterien wachsen absorbiert an Bodenpartikeln, von denen sie sich nur schwer ablösen lassen. INSAM zeigte 2001 in einem Review, dass die ermittelten Keimzahlen stark von der verwendeten Methodik der Extraktion und der Zählung abhängen und dass die Plattenkulturtechnik nur einen kleinen Teil der tatsächlich vorhandenen Keime erfasst. Nach AMANN ET AL. (1995) werden durch die Kulturtechniken weniger als 1% der Mikroorganismen erfasst. Dennoch ist die Plattengussmethode nach COOPER UND FIEDLER (1997) eine der wenigen Methoden, die Vergleiche lebender Populationen in verschiedenen Bodenproben ermöglicht.

Eine rein zahlenmäßige Erfassung der Bakterienkeimzahlen sagt allerdings wenig über die tatsächliche physiologische Aktivität aus. Aus diesem Grund sind zusätzliche Methoden zur Erfassung der bakteriellen Aktivität entwickelt worden, wie z.B. die Bestimmung von Enzymaktivitäten oder Bodenatmung. Die Ergebnisse der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität und der Bodenatmungsraten sind also auch in der vorliegenden Untersuchung als Ergänzung zu den Ergebnissen der Bestimmung der Keimzahlen zu sehen.

Bakterien zeichnen sich (z.B. nach SCHAEFER UND SCHINK 1994) durch schnelle Vermehrung aus, wobei diese unter anderem durch Feuchtigkeit, Belüftung, Temperatur, pH und Nahrungsangebot beeinflusst wird. Änderungen in den Umweltbedingungen wirken sich deshalb sehr schnell auf die Bakterien-Keimzahl aus.

Zugabe von Stroh, Luzerne oder Maisblatt erhöhte in den meisten Fällen die Gesamtkeimzahl gegenüber den Varianten ohne Zugabe von organischem Material (Versuche 11 und 12; Abb. 7 und 6). Laut DOMSCH (1985) sind die überwiegend heterotrophen Mikroorganismen des Bodens meist Kohlenstoff-limitiert, weshalb es nach Zufuhr organischer Substanz fast immer zu einem Anstieg ihrer Aktivität und ihrer Zahl kommt. Auch BODE (1998) stellte fest, dass in ihrer Untersuchung auf unterschiedlich bewirtschafteten Ackerflächen neben der Temperatur auch die Gehalte an organisch gebundenem Kohlenstoff und Stickstoff über die mikrobielle Biomasse bestimmten und dass organisch gebundener Kohlenstoff und Stickstoff offenbar ein Nahrungsreservoir für Mikroorganismen darstellen.

In den **mit einem Bodenpilz beimpften** Versuchsansätzen (Reagenzglasversuche, d.h. Versuche I-X; Abb. 11-21) waren ebenfalls deutlich erhöhte Gesamtkeimzahlen festzustellen. Offenbar fördern die Pilze die Vermehrung von Bakterien ähnlich wie eine Zugabe von pflanzlichem organischem Material.

Einige signifikante Unterschiede in der Gesamtkeimzahl der unterschiedlichen Varianten der Reagenzglasversuche sind aus Kapitel 10.4.1 (Anhang) zu entnehmen. Unterschiedlicher Tierbesatz veränderte die Gesamtkeimzahl in den Versuchen I, II, III (zwischen 0 und 20, 0 und 50, 0 und 100 *F. candida*), IV, V, VIII (bei Luzerne- und Strohzugabe) und IX (in 0-2 sowie 4-6cm Tiefe) signifikant.

Bei der Betrachtung aller im Hinblick auf die Gesamtkeimzahl untersuchten Versuchsansätze wurde in nur 3 von 12 Versuchen eine signifikante **Korrelation zwischen Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn und Gesamtkeimzahl** (95%-Signifikanzniveau; siehe Tab. 13) festgestellt. In Versuch 10 (Sicke Boden; Abb. 9) wurde eine negative, in Versuch VIII (Braunschweiger Boden mit Zusatz von organischem Material und beimpft; Abb. 14) und Versuch IX (Braunschweiger Boden, autoklaviert und beimpft; Abb. 20, 21) eine positive Korrelation festgestellt. **Bei geringem Gehalt an organischem Material verringern also zunehmende Collembolenzahlen offenbar die insgesamt niedrige Gesamtkeimzahl, bei hohem Gehalt an organischem Material erhöhen sie die erhöhte Gesamtkeimzahl noch weiter.** In Versuch 12 (Abb. 6; im Gegensatz zu Versuch VIII ohne zusätzliche Beimpfung mit *H. burtonii*) war nach 82 Tagen Versuchsdauer eine Erhöhung der Gesamtkeimzahl durch die Tiere nur in der Luzerne-Variante, nicht aber in den Stroh- und Mais-Varianten, festzustellen. Auch hier erfolgte die zusätzliche Erhöhung bei der Variante, die auch ohne Tierbesatz die höchste Gesamtkeimzahl besaß.

Es ist auffällig, dass in 9 von 12 Versuchen keine signifikante Korrelation zwischen Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn und Gesamtkeimzahl festgestellt wurde. Dies entspricht den Ergebnissen von ANDREN UND SCHNÜRER (1985) und KANDELER ET AL. (1994), die ebenfalls keine signifikanten Effekte der Tiere auf die mikrobielle Biomasse feststellen konnten. Die oben geschilderten Ergebnisse machen deutlich, dass sowohl fördernde als auch inhibierende Effekte der Collembolen auf Bakterien möglich sind. Vermutlich sind auch intermediäre Effekte möglich, bei denen sich Förderung und Verminderung die Waage halten. Auch gegenläufige Effekte im zeitlichen Ablauf (bei Veränderung des Zahlenverhältnisses zwischen Collembolen und Mikroorganismen oder bei Nährstofflimitierung) sind denkbar, die dazu führen können, dass insgesamt keine signifikanten Unterschiede festzustellen sind.

Der differentielle Einfluss der Collembolen auf die Gesamtkeimzahl ist durch verschiedene, zum Teil gegenläufige, Wechselwirkungen zu erklären, die von verschiedenen Autoren untersucht und beschrieben wurden. Eine Förderung von Bakterien kann darin begründet sein, dass

- Collembolen abgestorbenes Pflanzenmaterial zerkleinern und so die Besiedlung mit Mikroorganismen erleichtern (z.B. VISSER 1985)
- der Collembolenkot ein gutes Substrat für Mikroorganismen darstellt (z.B. DUNGER 1983)
- Collembolen Bakterien und Pilze sowie deren Sporen im Boden verbreiten (z.B. HANLON UND ANDERSON 1979, BENGTSSON UND RUNDGREN 1983)
- Collembolen durch „Grazing“ Bakterien und Pilze in der besonders stoffwechselaktiven Phase logarithmischen Wachstums halten (z.B. MACFADYEN 1963, COLEMAN 1985).

Eine Verminderung der Bakterien kann durch

- „Overgrazing“ bei geringem Nährstoffangebot (z.B. COLEMAN 1985, SIEDENTOP 1993) erfolgen.

Daneben ist auch ein Effekt der Collembolen auf die Artenzusammensetzung der Mikroorganismengemeinschaft durch Selektivität der Beweidung und differentielle Verdauungsvorgänge möglich (KLIRONOMOS ET AL. 1992, THIMM ET AL. 1998).

Interessante Ergebnisse liefern die Versuche mit **autoklaviertem Substrat**. In Versuch 6 (Röhrenversuch; Abb. 4) war die Gesamtkeimzahl des autoklavierten Substrates 102 Tage nach Versuchsstart gegenüber dem nicht autoklavierten Substrat auch in tierfreien Varianten erhöht. Es wird vermutet, dass in diesem Fall über die Belüftung eine Neubesiedlung des Substrates erfolgt ist. Generell lässt sich somit feststellen, **dass Mikroorganismen offenbar in autoklaviertem Substrat besonders gute Wachstumsbedingungen finden**. In der Variante mit Tierbesatz ist die Gesamtkeimzahl in Versuch 6 noch weiter erhöht.

In den Reagenzglasversuchen I, II, III, V und IX (Abb. 16-20), in denen autoklaviertes Substrat verwendet wurde, ist ein ganz eindeutiger **Eintrag von Bakterien durch die Tiere** festzustellen. Dies gilt sowohl für das Sickter als auch für das Braunschweiger Substrat und sowohl für *F. candida* als auch für *P. minuta*. Bei stärkerem Tierbesatz ist der Effekt schneller festzustellen, bei geringerem Besatz ist der Effekt erst langfristig, dann aber besonders deutlich, erkennbar. Versuch IX (Abb. 20, 21) macht zudem deutlich, dass der **Eintrag durch die Tiere und die anschließende Reproduktion der Mikroorganismen zunächst in der obersten Bodenschicht, dann fortlaufend auch in der mittleren und untersten Bodenschicht** erfolgt. Auch HANLON UND ANDERSON (1979), BENGTSSON UND RUNDGREN (1983) sowie SCHAEFER UND SCHAUERMANN (1990) stellten fest, dass Collembolen Bakterien in die Testgefäße einschleppten. VISSER ET AL. (1981) fanden durch *Onychiurus subtenuis* eine Erhöhung der Respiration beim Abbau von Pappellaub, die sie ebenfalls auf eingeschleppte Mikroorganismen zurückführten. THIMM ET AL. (1997) untersuchten den Darminhalt von *F. candida*. In einem Volumen von 20nl (in einer Veröffentlichung im Jahr 2000 gaben CZARNETZKI ET AL. [gleiche Arbeitsgruppe] als Darmvolumen 1-10nl an) fanden sie bis zu 10^6 heterotroph aerobe Bakterien pro Tier. In einer weiteren Untersuchung (1998) konnten sie aus dem Darm von 5 *F. candida*-Individuen 11 taxonomische Bakterien-Gruppen und einen Pilz (*Acremonium charticola*) isolieren. Elektronenmikroskopische Aufnahmen zeigten, dass eine dichte Schicht von Bakterienzellen mit der peritrophen Membran der Collembolen assoziiert ist. Die Keimzahl im Darm war nach dieser Untersuchung korreliert mit dem Stand des Häutungszyklus. Das gesamte Darmepithel (einschließlich Mitteldarmepithel) wird bei jeder Häutung abgestoßen. Viele Arten (z.B. *F. candida*, *P. minuta*) fressen die Exuvien anschließend (DRAHEIM 1992). Nach CZARNETZKI ET AL. (2000) sind zwischen den Häutungen im Darm von *F. candida* durchschnittlich $1,6-27 \cdot 10^4$ kultivierbare Bakterien zu finden, kurz vor einer Häutung $2,3 \cdot 10^6$, direkt nach einer Häutung $4,9 \cdot 10^2$. In Futterwahlversuchen bevorzugte *F. candida* endogene Darmbakterien. Diese wurden im Darm schwächer vermindert als andere Bakterien (THIMM ET AL. 1998). Die Autoren stellten fest, dass Collembolen als Faktoren anzusehen sind, die die Bodenmikroorganismen-Gemeinschaft modifizieren.

Die Ergebnisse der Versuche I und V (Abb. 17 und 16) ähnelten sich im Hinblick auf die Gesamtkeimzahl stark. Das insgesamt höhere Niveau der Gesamtkeimzahl in Versuch I unter ansonsten gleichen Versuchsbedingungen könnte auf den höheren Feuchtigkeitsgehalt in den Versuchsansätzen zurückzuführen sein.

In den **nicht autoklavierten Versuchsansätzen** in Reagenzgläsern (Versuche IV, VI, VII und VIII; Abb. 11-14) konnte zudem festgestellt werden, dass Besatz mit ***Folsomia candida*** **den zeitlichen Verlauf der Entwicklung der Gesamtkeimzahl verändert** und dass die **Gesamtkeimzahl bei Collembolenbesatz langfristig ein höheres Niveau erreicht, als in den Varianten ohne Tiere**. In den Versuchsreihen entwickelte sich die Gesamtkeimzahl

ohne Tierbesatz bis zu einem Maximum und fiel dann wieder deutlich ab. Durch die Tiere wurde offenbar dieser Rückgang der Gesamtkeimzahl verhindert. Möglicherweise ist dies dadurch zu erklären, dass die Collembolen durch die Beweidung eine Biostasis verhindern, Nährstoffe verfügbar und somit neues Wachstum möglich machen (z.B. HANLON UND ANDERSON 1979). In den Weckglasversuchen wurde dieser Effekt nicht in dieser Form festgestellt. Möglicherweise liegt dies an der Beimpfung der Reagenzglasversuche, die für eine bessere Nährstoffversorgung und damit höhere Überlebensrate und Reproduktion der Tiere gesorgt hat.

6.4 Pilzkeimzahl

Pilze sind nach SCHAEFER UND SCHINK (1994) in gut durchlüfteten Böden häufig vertreten, hauptsächlich in den oberen 10cm. Hefen bevorzugen dabei besonders feuchte Standorte. Pilze können in Ruhestadien, z.B. bei Trockenheit, überdauern, bis sich geeignete Lebensbedingungen und Nahrungsangebote einstellen. Man findet unter natürlichen Bedingungen sowohl freilebende als auch Mycorrhiza-Pilze, das heißt Pilze, die in Assoziation mit Pflanzenwurzeln vorkommen. In der vorliegenden Untersuchung wurden Pflanzenwurzeln durch Sieben weitgehend entfernt, der Themenbereich Mycorrhiza wurde nicht untersucht.

Im verwendeten nicht autoklavierten Substrat waren Pilze vorhanden. Einige Versuchsansätze (Reagenzglasversuche, also Versuche I-X) wurden (z.T. nach Autoklavieren) zusätzlich mit Pilzen beimpft.

Es ließ sich nur in Versuch 6 eine signifikante Korrelation zwischen dem Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn und der Pilzkeimzahl feststellen (siehe Tab. 13). Einige signifikante Unterschiede in der Pilzkeimzahl der unterschiedlichen Varianten der Reagenzglasversuche sind aus Kapitel 10.4.1 (Anhang) zu entnehmen. Unterschiedlicher Tierbesatz veränderte die Pilzkeimzahl in den Versuchen II, III (nur zwischen 20 und 50 *F. candida*), V, VIII (nur bei Maisblattzugabe) und IX (nur in 4-6cm Tiefe) signifikant. Die Säulendiagramme (Abb. 22-38) zeigen keinen eindeutigen Effekt des Tierbesatzes auf die Pilzkeimzahl. FABER ET AL. (1992) fanden ebenfalls keinen signifikanten Einfluss der Collembolen auf die Abundanz der Pilze, es gab in ihrer Untersuchung offenbar nur kurzzeitige Effekte der Tiere.

Bei der alleinigen Betrachtung der **Weckglas- und Röhrenversuchen ohne Zugabe organischen Materials** ist zu erkennen, dass die **Pilzkeimzahl** in diesen Versuchsansätzen **durch Collembolen, insbesondere bei höheren Besatzdichten, meist vermindert** worden ist (Abb. 22-28). Dieser Effekt zeigte sich offenbar **vor allem bei längeren Versuchsdauern**. Die Ursache ist vermutlich in dem geringen Nahrungsangebot und der im Verhältnis dazu hohen Collembolendichte in den Versuchsansätzen zu suchen.

Im Hinblick auf die möglichen fördernden und vermindernden Effekte von Collembolen auf Pilze lassen sich dieselben Mechanismen nennen, die für den Einfluss auf Bakterien in Kap. 6.3 genannt wurden. Daneben sind Collembolen laut KÜHNELT (1950) auch als Nahrungskonkurrenten von Pilzen zu betrachten. Die Tiere fressen von den Bakterien freigesetzte Spaltprodukte, insbesondere beim Zelluloseabbau entstehende Zucker, und entziehen dadurch den Pilzen Nahrung.

Viele Autoren haben beschrieben, **dass Collembolen Pilze konsumieren**. POOLE fand 1959 im Darm von Collembolen einen sehr hohen Anteil an Pilzhypen und -sporen. Daneben Cellulose, Lignin, Mineralpartikel, Thekamöben, Regenwurmborsten und Collembolenschuppen. Je kleiner die Art, desto höher war der Anteil an nicht identifizierbarem Material. Bei Arten ohne Molarplatte vermutete er flüssige Ernährung. MACBRAYER und REICHLE stuften 1971 Entomobryidae und Onychiuridae als fungivor ein, Isotomidae wurden als saprophag klassifiziert. Laut ZINKLER (1971) sind Collembolen durch ihre Enzymaus-

stattung angepasst an die Hydrolyse von Bakterien Schleim, Algenaufwuchs, Zellinhalt von Pilzhyphe und Mesophyllgewebe. *Onychiurus armatus*, *O. absoloni*, *Isotoma notabilis* und *Isotomiella minor* fressen nach Analyse des Darminhaltes durch HÄGVAR UND KJØNDAL (1981) sowohl Pilzhyphe als auch Sporen. Im Darm von *O. armatus* wurde auch zerkleinertes Blattmaterial gefunden (wobei nicht eindeutig geklärt wurde, ob die Blätter selbst oder anhaftende Mikroorganismen als Nahrungsgrundlage dienen). *Onychiurus encarpatus* frisst nach COLEMAN ET AL. (1984) Pilzhyphe und Sporen. In einem Mikrokosmosversuch in Reagenzglasern (BENGTTSSON UND RUNDGREN 1983) nahm die Hyphe Länge von *Mortierella isabellina* bei Beweidung durch *O. armatus* zu. HÄGVAR (1988) stellte in einem Mikrokosmosversuch mit Waldboden dagegen eine signifikante Reduktion von Pilzhyphe an der Bodenoberfläche bei Besatz mit Collembolen fest, NAGLITSCH UND GRABERT (1968) fanden eine Reduktion der Pilzkeimzahl durch *F. candida*. Auch EK ET AL. (1994) berichteten von negativem Einfluss hoher Collembolendichte auf die Pilzbiomasse in Laborversuchen.

In **Versuch 6** (Abb. 22) zeigte sich in den **nicht autoklavierten Ansätzen** nach 60 Tagen Versuchsdauer in allen Varianten eine geringe Pilzkeimzahl. Diese ist umso höher, je höher die Collembolenbesatzdichte ist. Nach 102 Tagen ist die Pilzkeimzahl gegenüber der Untersuchung nach 60 Tagen in allen Varianten deutlich angestiegen. In dieser Phase zeigte sich nur noch bei der geringsten Collembolendichte ein leichter positiver Effekt des Tierbesatzes, bei höheren Dichten eine Abnahme der Pilzkeimzahl. Der **Effekt ist also abhängig vom Zeitpunkt der Untersuchung und vom Zahlenverhältnis Collembolendichte/Pilzkeimzahl**. ANDREN UND SCHNÜRER stellten 1985 ebenfalls fest, dass Pilzhyphe in einem Strohrotteversuch ohne Beweidung zunahm, bei geringem Collembolenbesatz (*F. fimetaria*) konstant blieben und bei stärkerem Besatz abnahmen. Dieser Effekt der Abnahme der Keimzahlen bei starker Beweidung wird auch als „Overgazing“ bezeichnet. SIEPEL (1994) stellte zu diesem Phänomen noch differenziertere Betrachtungen an: Er unterscheidet bei Mikroarthropoden zwischen „grazers“ und „browsers“. „Grazers“ weiden Pilze komplett ab und verdauen fast das gesamte Zellmaterial, auch das stickstoffreiche Chitin. „Browsers“ verdauen nur den Zellinhalt, die Zellwände bleiben zurück. Leider führte SIEPEL (1994) für *F. candida* (und andere Arten) keine Zuordnung zu einer der beiden Gruppen durch. BERG ET AL. (2004) führten auf der Basis einer Analyse von 3 Carbohydrasen (Trehalase, Cellulase, Chitinase) eine Zuordnung verschiedener Collembolenarten zu „feeding-guilds“ durch. Dabei wurden 4 unterschiedliche Ernährungstypen identifiziert. Leider wurde keine der in der vorliegenden Untersuchung getesteten Arten klassifiziert. Die Tiere der mit *F. candida* nahe verwandten Art *F. quadrioculata* wurden als herbivore Grazer eingestuft. Es zeigten sich zwischen *F. quadrioculata*-Individuen von zwei verschiedenen Standorten allerdings signifikante Unterschiede in der Chitinase-Aktivität. Die Enzymaktivität scheint demnach bei Collembolen **artspezifisch und standortspezifisch** zu sein. Durch das „grazing“ werden nach SIEPEL (1994) mehr Nährstoffe freigesetzt als durch das „browsing“. Die freigesetzten Nährstoffe können wiederum zu schnellerem erneutem Pilzwachstum beitragen. Je nach Art der Beweidung (grazing oder browsing), Dichte der Mikroarthropoden und Nährstoffverfügbarkeit stellt sich ein Gleichgewicht zwischen Verminderung und Förderung der Pilze ein. Hohe Mikroarthropodendichte und niedrige Nährstoffverfügbarkeit führt zu verminderter Pilzkeimzahl, niedrige Mikroarthropodendichte und hohe Nährstoffverfügbarkeit führt zu einer erhöhten Pilzkeimzahl, dazwischen gibt es alle denkbaren Kombinationen und Zwischenstufen. Einen ähnlichen Zusammenhang stellten auch SCHREINER UND BETHLENFALVAY (2003) im Zusammenhang mit Untersuchungen zum Einfluss von Collembolen auf Mycorrhiza-Pilze fest. Ihren Untersuchungen zufolge reduzieren Collembolen in Abwesenheit von Pflanzenresten bzw. anderen Pilzen Mycorrhiza-Pilze und Pflanzenwachstum. Bei Zugabe von Pflanzenresten fördern die Collembolen dagegen die Mycorrhiza und führen damit zu einer Ertragserhöhung. KLIRONOMOS UND URSIC (1998) fanden, dass einerseits die Collembolendichte durch die Art der als Nahrung zur Verfügung stehenden Pilze beeinflusst wird, andererseits aber die Beeinträchtigung von Mycorrhiza

durch Beweidung von der Mikroarthropodendichte abhängig ist. Auch LARINK (1997), BETHLENFALVAY ET AL. (1999) und BAKONYI ET AL. (2002) stellten fest, dass die Einflüsse der Collembolen auf die Mycorrhiza abhängig von der Collembolendichte sind. Daneben spielen die Art der Mycorrhiza-Pilze und die Collembolenspezies eine Rolle (LARSEN UND JACOBSEN 1996).

Zusatz von Stroh und Luzerne führte zu einer Erhöhung der Pilzkeimzahl, für **Maisblatt** sind die Ergebnisse widersprüchlich (**Versuche 11 und 12**, Abb. 24, 25). Der Einsatz von Tieren in beimpftem und mit organischem Material angereichertem Substrat (Versuch VIII; Abb. 32) führte nach 7 Tagen bei Mais und Stroh, nach 14 und 21 Tagen bei Luzerne und Mais zu einer zusätzlichen Erhöhung der Pilzkeimzahl. An den folgenden Terminen ging die Pilzkeimzahl in den meisten Ansätzen sehr deutlich zurück und zwar besonders in den tier-besetzten Varianten. Versuch 12 zeigte nach 82 Tagen nur für die Variante mit Luzerne-zugabe eine zusätzliche Stimulation der Pilzvermehrung durch die Tiere, in den anderen Varianten eine Verminderung. Auch CORTET ET AL. (2003) stellten eine Förderung der Pilz-biomasse durch Zusatz von Getreidestroh (Weizen) fest sowie nach 30 Tagen Versuchs-dauer in Substrat mit Weizenstrohaufgabe eine Förderung der Pilze in Anwesenheit von Mesofauna-Vertretern. Nach 90 und 120 Tagen Versuchsdauer war die Pilzbiomasse in Anwesenheit von Collembolen erniedrigt. Auch der Strohabbau und die N-Mineralisierung waren in den Collembolen-Varianten verlangsamt, was CORTET ET AL. (2003) mit der Reduk-tion der zersetzenden Pilze durch die Collembolen erklärten. Waren zusätzlich räuberische Milben im Substrat vorhanden, wurden diese Effekte der Collembolen verhindert. HANLON fand 1981 einen deutlichen Zusammenhang zwischen Nährstoffgehalt des Substrates, Pilz-atmung und Collembolenbesatzdichte: die Pilzatmung stieg mit zunehmendem Nährstoff-angebot (in der vorliegenden Untersuchung wurde ein Anstieg der Pilzkeimzahl durch das organische Material festgestellt), ging aber nach ca. 8 Tagen wieder zurück. Beweidung durch *F. candida* stimulierte die Pilzaktivität bei hohem Nährstoffangebot. Bei geringem Nährstoffangebot wurde die Pilzaktivität durch die Beweidung vermindert. Bei mittlerem Nährstoffangebot erfolgte die stärkste Stimulation durch die mittlere Collembolenbesatz-dichte. HANLON (1981) verwendete dabei autoklaviertes Substrat, das mit einem Bakterio-staticum behandelt wurde. Generell zeigte sich in der vorliegenden Untersuchung, wie auch in den Untersuchungen anderer Autoren, dass der **Einfluss der Tiere** nicht nur von der Besatzdichte und vom Zeitpunkt der Untersuchung, sondern **auch vom Nahrungsangebot abhängig** ist.

In Versuch 6 (Abb. 22) zeigte sich deutlich, dass **über die Tiere eine Beimpfung von autoklaviertem Substrat mit Pilzen erfolgt**. Die Pilzkeimzahl im Ansatz ohne Tiere war auch nach 102 Tagen noch äußerst gering, in Ansätzen mit Tieren dagegen stark erhöht. ANDERSON UND HEALEY stellten schon 1972 fest, dass Sporen aus dem Darm von Collembolen noch keimfähig waren. HASSALL ET AL. (1983) stellten fest, dass *Onychiurus subtenuis* bis zu 130 verschiedene Pilzarten auf Agarplatten überträgt. Es gab dabei Unterschiede zwischen den Bodenhorizonten. Die Autoren schlossen daraus, dass Wanderungen von *O. subtenuis* zwischen den Horizonten eine Sporen-Verbreitung ermöglichen. Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen dieselben Autoren 1986. Jedes Individuum von *O. subtenuis* trug danach durchschnittlich 2,5 bis 4,6 Sporen am Körper. Auch ZIMMERMANN UND BODE (1983) wiesen nach, dass kleine Bodentiere, insbesondere Collembolen und Milben, Pilzsporen im Boden transportieren. VISSER ET AL. (1987) fanden in einem Espenwald über 100 Pilzarten assoziiert mit *Onychiurus subtenuis*, entweder am oder im Körper oder in den Faeces. Da die Lebensfähigkeit der Sporen in der Untersuchung von VISSER ET AL. (1987) durch die Darmpassage offenbar reduziert wurde, gehen sie von einer Sporenverbreitung vor allem über die Körperoberfläche aus. Sie gehen weiter davon aus, dass die Tiere durch die Verbreitung von Pilzen Abbauraten beschleunigen können. KLIRONOMOS UND MOUTOGLIS (1999) stellten eine Übertragung von Mycorrhiza-Pilzen auf vorher nicht infizierte benach-barte Pflanzen durch *F. candida* fest.

Es zeigte sich in Versuch 6 (Abb. 22) auch, dass die Pilzkeimzahl nach 102 Tagen im autoklavierten Ansatz bei Tierbesatz doppelt so hoch wie im vorher nicht autoklavierten Ansatz mit Tierbesatz war. Offenbar wurden **durch das Autoklavieren Nährstoffe verfügbar gemacht**, die eine Vermehrung der durch die Tiere eingetragenen Pilze begünstigten. Zudem wurde durch das vorherige Autoklavieren die **Konkurrenz vorher im Boden vorhandener Mikroorganismen ausgeschaltet**.

In den **Reagenzglasversuchen** mit autoklaviertem Substrat (Versuche IV, VI, VII, VIII, X; Abb. 29-33) zeigt sich **kein so deutlicher Effekt der Tiere** auf die Pilzkeimzahl des Substrates wie in Versuch 6. Dies ist vermutlich dadurch zu erklären, dass alle Versuchsansätze **mit *V. nigrescens* bzw. *H. burtonii* beimpft** worden waren. Die durch die Tiere übertragenen Pilze fanden also kein unbesiedeltes Substrat vor, die Vermehrungsbedingungen waren dadurch offenbar deutlich geringer als in sterilem Substrat. Generell waren die Pilzkeimzahlen in den Reagenzglasversuchen, also in den beimpften Versuchsansätzen, höher als in allen nicht beimpften Ansätzen.

Bei der Untersuchung der Pilzkeimzahlen in unterschiedlichen Bodenschichten (Versuch IX; Abb. 38, 39) zeigte sich wiederum ein fördernder Einfluss der Tiere auf die Ausbreitung von Pilzen im Substrat innerhalb der ersten 21 Tage nach Versuchsbeginn. In diesem Versuch wurden ungewöhnlich hohe Keimzahlen erreicht, die dann allerdings deutlich absanken.

Es lässt sich zusammenfassen, dass durch Collembolen Pilze im Boden verbreitet werden. Eine besonders deutliche Wirkung, das heißt eine besonders starke Erhöhung der Pilzkeimzahl, zeigte sich dabei vor allem in sterilisiertem Substrat. Die Vermutung liegt nahe, dass Collembolen im natürlichen Lebensraum so zur Verbreitung von Pilzen auf frischem, noch unzersetztem, organischen Substrat beitragen können.

Gleichzeitig werden Pilze durch Collembolen konsumiert, was, wie oben ausgeführt, positive oder negative Auswirkungen auf die Pilzkeimzahl haben kann.

Verminderung oder Förderung von Pilzen kann zu besonderen Auswirkungen führen, wenn z.B. phytopathogene Pilze (WIGGINS AND CURL 1979, ULBER 1983, CURL ET AL. 1988, NAKAMURA ET AL. 1992), mycopathogene Pilze (WILLIAMS ET AL. 1998a,b) oder Mycorrhiza (WARNOCK ET AL. 1982, FINLAY 1985, MOORE ET AL. 1985, MCGONIGLE UND FITTER 1988, THIMM 1993, THIMM UND LARINK 1995) betroffen sind. (Siehe auch Review von BUGG 1990.)

6.5 Weitere biotische Faktoren im Boden

Eine Reihe von weiteren biotischen Faktoren des Ökosystems Boden soll hier kurz erwähnt werden. Neben Bakterien, Pilzen und Tieren kommen im Boden z.B. auch Archaea, Viren, Bakteriophagen, einzellige und kurzfädige Algen vor. Effekte durch Archaea, Viren und Bakteriophagen werden in der vorliegenden Untersuchung nicht betrachtet. OESTERREICHER (1990) stellte in einem Review Angaben verschiedener Autoren über die Algendichte in verschiedenen Böden zusammen und kam dabei auf Zellzahlen zwischen 10^2 und 10^{11} pro 1g Boden (TG). In den oberen 15cm europäischer Ackerböden sind es danach 25.000 Algenzellen pro 1g Boden (TG). In Laboruntersuchungen sind Algen im Allgemeinen von untergeordneter Bedeutung (AUST mdl. Mitteilung). Auch Pflanzenwurzeln sind ein Teil des Ökosystems, der hier jedoch vernachlässigt werden kann, da gesiebtes Substrat verwendet wurde. Bei der Betrachtung der Tiere sind neben der Mesofauna auch die Mikro- und Makrofauna (je nach Definition auch die Megafauna) von Bedeutung. Die Makrofauna (und Megafauna) wurde in der Untersuchung ausgeschlossen. Protozoen und Nematoden (hier der Mikrofauna zugeordnet) sind aber vermutlich auch in der vorliegenden Untersuchung im Substrat präsent. Diese Tiergruppen sind, ebenso wie Bakterien, Pilze und Mikroarthropoden an Umsetzungsprozessen beteiligt (CLARHOLM 1994). Protozoen und Nematoden kön-

nen durch Fraß die Bakteriendichte beeinflussen (SCHACHTSCHABEL ET AL. 1989, SCHAEFER UND SCHINK 1994, PAULI ET AL. 1999) und durch selektives Beweiden möglicherweise die Struktur der Mikroorganismengemeinschaft verändern (GUPTA 1994). Auch Wechselwirkungen zwischen Collembolen und Nematoden oder Protozoen sind möglich. So haben GILMORE AND POTTER 1993 beobachtet, dass *F. candida* und *S. coeca* Nematoden fressen. Auch HUHTA ET AL. (1998) stellten fest, dass *F. candida* in Laborversuchen Nematoden konsumiert. Auf eine genauere Betrachtung und Analyse muss hier verzichtet werden.

6.6 Dehydrogenaseaktivität

Bodenenzyme sind vor allem mikrobieller Herkunft, es besteht deshalb eine enge Beziehung zu Mikroorganismendichte und -aktivität. Die Bestimmung von Enzymaktivitäten im Boden, wie z.B. die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität, wird als Maß für die allgemeine mikrobiologische Aktivität angesehen und korreliert laut DOMSCH ET AL. (1979) im Allgemeinen gut mit der mikrobiellen Biomasse im Boden. Andere Autoren fanden dagegen keine Korrelation. Nach SCHINNER ET AL. (1993) und ALEF (1993) ist eine exakte Quantifizierung der mikrobiellen Biomasse nicht möglich, da alle bekannten Methoden Probleme aufweisen. Die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität ist somit als Ergänzung zur Messung der Basalatmung und zu Keimzahlbestimmungen zu sehen.

Tab. 7 gibt einen Überblick über die Größenordnung der festgestellten Dehydrogenaseaktivität der Böden in den Versuchsvarianten ohne Tiere und ohne Zusatz organischer Substanz, ohne Berücksichtigung der autoklavierten und/oder beimpften Ansätze. Der Braunschweiger Boden zeigte die geringste, der Sickter Boden die höchste Dehydrogenaseaktivität. Dies entspricht nicht der Rangfolge, die bei der Untersuchung der Respirationsraten der Böden festgestellt wurde.

Bei der Berechnung der Korrelationskoeffizienten zeigte sich allerdings bei 3 der 8 Versuchsreihen eine signifikante Korrelation zwischen Atmungsrate und Dehydrogenaseaktivität (95%-Signifikanzniveau; Abb. 13). Es handelte sich dabei um die Versuche 8, 10 und 11 (Abb. 44, 46, 47). Für Versuch 12 (Abb. 48) konnte eine Korrelation nur auf dem 90%-Signifikanzniveau als gesichert angesehen werden. Die Versuche 8, 11 und 12 wurden mit Braunschweiger, Versuch 10 mit Sickter Substrat durchgeführt. **Es scheint also innerhalb einiger Versuche durchaus einen Zusammenhang zwischen Atmungsrate und Dehydrogenaseaktivität zu geben**, vergleicht man verschiedene Substrate, ist jedoch kein Zusammenhang erkennbar. Auch SCHRADER (1998) stellte keine Korrelation zwischen der Dehydrogenaseaktivität verschiedener kontaminierter Substrate sowie deren Respirationsrate fest.

Mit fortschreitender Versuchsdauer scheint die Dehydrogenaseaktivität der Substrate vor allem in den Weckglas- und Röhrenversuchen abzunehmen (siehe z.B. Versuche 6 und 7, Abb. 42 und 43), was möglicherweise mit der zunehmenden Austrocknung zusammenhängt, vielleicht auch mit einer Verschlechterung der sonstigen Lebensbedingungen.

Betrachtet man nun die Effekte, die durch die Tiere hervorgerufen wurden, stellt man bei den **Weckglas- und Röhrenversuchen** (Abb. 41-48, Übersicht siehe Abb. 40 und Tab. 19) bei den Varianten **ohne Zugabe organischen Materials** teils Vermehrung, teils Verminderung des gebildeten TPF fest. Generell verursachten die Tiere in den meisten Fällen, speziell bei den Röhrenversuchen, nur **geringe Veränderungen der Dehydrogenaseaktivität**. In den Versuchen 5 (Abb. 41) und 11 (Abb. 47) zeigte sich ein ähnlicher Trend wie bei der Atmungsmessung: Erhöhung bei geringen Besatzdichten, Erniedrigung bei hohen Besatzdichten. KANDELER ET AL. (1994) stellten in einem Mesokosmosversuch in einem Fichtenforst ebenfalls keinen signifikanten Einfluss der Mesofauna auf verschiedene enzymatische Aktivitäten fest, wobei allerdings die Dehydrogenaseaktivität nicht untersucht wurde.

Durch **Zugabe organischen Materials** wurde die **Dehydrogenaseaktivität** des Bodens, ebenso wie die Atmungsrate, **stark erhöht**. Die Erhöhung wurde **durch den Einsatz von Tieren noch weiter verstärkt** (Versuche 11 und 12; Abb. 47, 48 sowie Übersicht siehe Abb. 49).

In den **Reagenzglasversuchen** (Versuche I-X; Abb. 51-60, Übersicht siehe Abb. 50 und Tab. 20) wurde in fast allen Fällen, über den gesamten Untersuchungszeitraum gemittelt, eine **Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität durch die Tiere** festgestellt. Lediglich in den Versuchsansätzen mit *Sinella coeca* (Versuch X; Abb. 55) war die Bildung von TPF gegenüber den tierfreien Versuchsansätzen leicht vermindert. Signifikant waren die Unterschiede durch die Tiere in den Versuchen I und V, in Versuch III im Sickter Substrat sowie im Braunschweiger Substrat zwischen 50 und 100 Tieren, in Versuch VIII unter Zusatz aller drei organischen Substanzen und in Versuch IX in allen Bodentiefen (siehe Kap. 10.4.1).

Der große Unterschied zwischen den Ergebnissen der Weckglas- und Röhrenversuche auf der einen Seite sowie der Reagenzglasversuche auf der anderen Seite ist vermutlich dadurch zu erklären, dass die Substrate für die Reagenzglasversuche mit Bodenpilzen beimpft worden sind. Insbesondere Beimpfung mit *H. burtonii* führte dazu, dass eine deutliche Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität durch die Collembolen zu beobachten war. Die Beimpfung hatte also einen ähnlichen Effekt wie die Zugabe von Stroh, Luzerne oder Maisblatt. In diesem Fall wird jedoch angenommen, dass die zugesetzten Pilze direkt von den Collembolen konsumiert worden sind. In diesem Zusammenhang ist auch interessant, dass in Versuch V die Zahl der bei Versuchsende aufgefundenen Tiere (offenbar) durch die Beimpfung mit *Hyphopichia burtonii* mit 890 in 100g Boden außergewöhnlich hoch war. Die Tiere haben nicht nur überlebt, sondern sogar innerhalb von 9 Wochen ihre Zahl fast auf das Zwanzigfache erhöht. **Die Beimpfung hatte vermutlich über die Erhöhung der Collembolenzahl indirekt Effekte auf die Dehydrogenaseaktivität.** In den vorangegangenen Kapiteln wurde schon deutlich gemacht, dass sich die Beimpfung, ebenso wie die Zugabe von pflanzlichem organischem Material, positiv auf die Mikroorganismen-Populationen und auf die Collembolen-Abundanzen ausgewirkt hat. Unter diesen Bedingungen konnte offenbar ein zusätzlicher fördernder Einfluss der Tiere auf die mikrobielle Aktivität zustande kommen.

Die Beimpfung selbst hatte offenbar keinen Einfluss auf die Dehydrogenaseaktivität. Betrachtet man die Dehydrogenaseaktivität nicht autoklavierter Böden, ist kein Unterschied zwischen den zusätzlich beimpften und nicht beimpften Böden festzustellen.

Autoklavieren senkte die Dehydrogenaseaktivität der Böden deutlich. Besonders ausgeprägt war demzufolge die **Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität durch den Tierbesatz** in den Versuchsansätzen mit zu Versuchsbeginn autoklaviertem Substrat (Versuche 6, I, II, III, V; Abb. 42, 56-59). Dies stimmt mit den Ergebnissen von Kap. 5.2 und 5.3 überein, wo in autoklaviertem Substrat ein deutlicher Einfluss der Tiere auf die Gesamtkeimzahl und Pilzkeimzahl festgestellt wurde. Offenbar übertragen die Collembolen Bakterien (wie auch Pilze) auf steriles Substrat und erhöhen so die Keimzahlen ebenso wie die mikrobielle Aktivität.

Erwähnenswert ist in diesem Zusammenhang Versuch IX (Abb. 60), der deutlich macht, dass die Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität nach dem Einsatz von Tieren zunächst in der obersten Bodenschicht, dann nach unten fortschreitend in den unteren Bodenschichten zu beobachten war.

6.7 Atmung von *F. candida*

In einem Teilversuch (Versuch 13) wurde die Atmungsrate von insgesamt 500 *F. candida*-Individuen bestimmt und auf ein einzelnes Tier umgerechnet. Damit sollte der Anteil der Collembolen an der in den Gefäßversuchen gemessenen Atmungsrate bestimmt werden.

Generell wird der direkte Anteil von Collembolen an der Bodenatmung als gering angesehen. Nach PETERSEN (1994) haben Collembolen einen Anteil von 1% an der tierischen Biomasse im Boden und tragen 1 bis 10% zur Atmung der Bodenfauna bei.

HANLON UND ANDERSON maßen 1979 an *Folsomia candida*-Individuen von 1,5mm Länge eine Atmungsrate von 0,2µl O₂ pro Stunde bei 20°C. REICHLE (1977) gibt für Isotomiden eine mittlere O₂-Aufnahme von 41,8ml O₂/Tag*g Trockengewicht bei 15°C an. Das mittlere Körpergewicht für Isotomiden gibt REICHLE mit 0,017mg Trockengewicht pro Individuum an. Damit ergibt sich ein O₂-Bedarf von 0,702µl/Ind.*Tag bzw. 0,030µl/Ind.*h. BLOCK UND TILBROCK (1977) stellten mit Hilfe eines kartesischen Tauchers eine durchschnittliche Atmung von *Cryptopygus antarcticus* von 0,014-0,018µlO₂/Ind.*h bei 5°C fest.

Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung liegen mit **0,097µl O₂ pro Individuum und Stunde (für *F. candida* bei 20°C und Ernährung mit Bierhefe)** in der Größenordnung zwischen den Ergebnissen der oben genannten Autoren. Die große Differenz zu den Werten von BLOCK UND TILBROCK bzw. REICHLE lässt sich vor allem dadurch erklären, dass in der vorliegenden Untersuchung die Temperaturen mit 20°C deutlich über denen in den Untersuchungen dieser Autoren liegen. Generell gehen verschiedene Autoren (z.B. FROMM 1997) von der Q₁₀-Regel aus, dass heißt eine Erhöhung der Temperatur um 10°C bewirkt eine Verdopplung bis Vervierfachung der metabolischen Aktivität von Organismen. KIRSCHBAUM (1995) kam in einer Literaturstudie zu dem Schluss, dass die Q₁₀-Werte bei 10°C etwa 4,5, bei 20°C etwa 2,5 betragen. Laut ZINKLER (1966) ist der Sauerstoffverbrauch von Collembolen temperaturabhängig mit einem Q₁₀ von 1,9 bis 2,7. Zudem wurde in der Untersuchung von BLOCK UND TILBROCK eine andere Art mit einer etwas höheren Biomasse (Lebendgewicht 87-93µg) eingesetzt, wobei der Umrechnungsfaktor von Lebendgewicht auf Trockengewicht nach PETERSEN 1975 0,21-0,39 beträgt.

Es muss angemerkt werden, dass die hier verwendete Methodik nur bedingt aussagekräftige Ergebnisse im Hinblick auf die Atmungsrate einzelner Individuen unter natürlichen Umweltbedingungen liefern kann, da die Tiere auf einem künstlichen Substrat gehalten wurden und die Atmungsrate unter Ernährung mit Bierhefe möglicherweise von der bei natürlicher Ernährung im Freiland abweicht. Zudem war die Individuendichte extrem hoch, was möglicherweise die Stoffwechselrate ebenfalls beeinflusst hat. Es ist zu beachten, dass der Sauerstoffverbrauch unter anderem von der lokomotorischen Aktivität der Tiere abhängt. ZINKLER (1966) geht von Faktor 2 beim Vergleich inaktiver und aktiver Tiere aus.

Bei der Sichtung der Literatur über Atmungsraten von Collembolen wurde deutlich, dass die Angaben häufig nur schwer miteinander vergleichbar sind.

Oft sind die Werte bezogen auf Bodenflächen (oft pro m²; z.B. HEALEY 1967), oder -volumina (z.B. SACHSE 1978), wobei nicht immer die Probennahmetiefe angegeben wird. Die zugehörige Collembolen-Individuenzahl und/oder -Biomasse wird nicht immer angegeben.

Bei Atmungsraten von einzelnen Tieren werden die Werte häufig pro Individuum (z.B. HEALEY 1967, REICHLE 1977, BLOCK UND TILBROCK 1977) angegeben. Dabei fehlt teilweise die Angabe des Durchschnittsgewichts mit der Angabe, ob es sich um Trocken- oder Lebendgewicht handelt, und/oder die Angabe der Durchschnittsgröße (Länge) der Tiere sowie die Angabe von Geschlecht und Alter.

Manchmal erfolgt eine Angabe der Atmungsrate pro Gramm Biomasse (z.B. BERTHET 1964, ADDISON 1975), wobei manchmal Trockengewicht (z.B. REICHLE 1977), manchmal Lebend-

gewicht (z.B. BLOCK UND TILBROOK 1977) zugrunde gelegt wird. Manchmal ist unklar, ob die Werte auf Trocken- oder Feuchtgewicht bezogen sind.

Manchmal fehlt auch die Angabe der Temperatur, bei der gemessen wurde (CHERNOVA ET AL. 1971). Auch der zeitliche Bezug ist uneinheitlich, die Daten werden pro Stunde, pro Tag oder pro Jahr angegeben.

Um die Werte besser vergleichbar zu machen, ist die Angabe aller relevanten Daten erforderlich.

Der Vollständigkeit halber soll hier erwähnt werden, dass der Anteil der Tiere an den Stoffkreisläufen höher ist, als auf der Basis der reinen O₂-Aufnahme oder CO₂-Abgabe zu vermuten wäre. Nach DAVIS (1981) lässt sich aus dem Volumen des bei der Atmung aufgenommenen O₂ mit Hilfe des Faktors 0,85 näherungsweise auf die Menge des oxidierten organischen Materials schließen. Dies sagt aber wenig über die Menge der durch die Collembolen tatsächlich aufgenommene Nahrung. DAVIS stellte folgende Gleichungen auf: Konsumption = Egestion + Assimilation und Assimilation = Produktion + Respiration. Der Anteil der Energie, der nicht über die Faeces den Körper wieder verlässt, wird zum Teil zum Aufbau körpereigener Substanzen (= Produktion) verwendet. Ein anderer Teil der Energie der aufgenommenen Nahrung wird dem Organismus durch oxidativen Abbau nutzbar gemacht (= Respiration). Sauerstoffaufnahme bzw. Kohlendioxidabgabe geben nur Aufschluss über den letzteren Anteil der aufgenommenen Energie. LUXTON (1982) stellte in einem umfangreichen Review dar, dass das Verhältnis zwischen aufgenommener Nahrungsmenge (= Konsumption) und gemessenem Sauerstoffverbrauch (= Respiration) von verschiedenen Faktoren abhängt. Auf Details soll hier nicht näher eingegangen werden. Entscheidend ist vor allem, wie energiereich die Faeces (= Egestion) sind. Dies hängt wiederum von der Menge der zur Verfügung stehenden Nahrung, von der Art der aufgenommenen Nahrung und von der Tierart ab. Nach Ergebnissen von DAVIS (1981) liegt der Anteil der Assimilation bei ca. 30% der Konsumption. Nach ENGELMANN (1966) entspricht dabei eine O₂-Aufnahme von 1ml einem Energieumsatz von 20J.

6.8 Bodenatmung

Laut SCHNÜRER UND ROSSWALL (1982) laufen 90% des Energieflusses im Boden über die mikrobiellen Zersetzer. Sie halten deshalb die mikrobielle Aktivität für ein gutes Maß für die Umsetzung organischer Substanz. Auf der Suche nach einer sensiblen, nicht-spezifischen Meßmethode nennen Sie unter anderem Atmungsmessung und Dehydrogenaseaktivität. Auch SCHRÖDER empfahl 1980 die Bodenatmung zur Charakterisierung der Aktivität des Bodens. Nach STOTZKY (1997) ist die Messung der CO₂-Abgabe der beste Parameter für die metabolische Gesamt-Aktivität einer gemischten Mikroorganismen-Population. Auch TEBBE ET AL. (2001) halten eine Untersuchung der Energieflüsse im Boden zur Bewertung ökophysiologischer und toxikologischer Fragestellungen für empfehlenswert, da sich biologische Bodenfunktionen im komplexen Wechselspiel zwischen Pflanzen, Tieren und Mikroorganismen vollziehen.

Nach einem Review von SEASTEDT (1984) beträgt der Anteil der Bodenfauna an der Gesamtatmung maximal 10%. Nach FOISSNER (1987) haben in einem Boden-Ökosystem die Tiere einen Anteil von 9% an der Gesamtatmung, Bakterien und Pilze gemeinsam einen Anteil von 91%. Durch die Bestimmung der Bodenatmung, wird also in erster Linie die Aktivität der Bakterien und Pilze deutlich, wobei davon nach ANDERSON UND DOMSCH (1973) in Ackerboden der Anteil der Pilze 70%, der der Bakterien 30% beträgt.

Tab. 10 zeigt deutlich die **Variabilität** der Atmungsraten innerhalb der verschiedenen Versuche. Aus dem Vergleich der Mittelwerte lässt sich schließen, dass bei Verwendung des

Substrates der Sickter Versuchsfläche die geringsten Atmungsraten festzustellen waren, beim Substrat der Braunschweiger Versuchsfläche eine deutlich höhere Atmungsrate und bei Verwendung des Substrates 2.1 von der LUFA die höchste Atmungsrate. Die Mittelwerte liegen in ihrer Größenordnung in dem Bereich der von DUTZLER-FRANZ (1977), BIEDERBECK ET AL. (1984), INSAM (1991), DILLY (1994), ELSNER (1994), HÖPER ET AL. (1997) MEBES (1998) und BODE (1998) für Kulturland gemessenen Werte.

Entscheidend für die Werte der mittleren Atmungsrate war allerdings, welcher Zeitraum tatsächlich zur Auswertung kam, das heißt, wieviel Zeit zwischen Versuchsstart und Start der Atmungsmessung vergangen war. Betrachtet man die Kurven des Atmungsverlaufes, fällt auf, dass die **Atmungsrate zu Beginn der Versuche sehr hoch war und dann stark abfiel**. Dieser Effekt ist bekannt und wurde von verschiedenen Autoren beschrieben (NAGLITSCH UND GRABERT 1968, LIGHTHART UND BOND 1976, BRYANT ET AL. 1982, ANDREN UND SCHNÜRER 1985, WIEGARD UND JUTZI 1997, FROMM 1997). Das Phänomen ist die Grundlage der Messung der substratinduzierten Respiration (SIR: Bestimmung der Atmungsrate nach Zugabe von Glucose) und wird als Methode zur Bestimmung der mikrobiellen Biomasse genutzt (ANDERSON UND DOMSCH 1978, HEINEMEYER ET AL. 1989, 1990). Deutlich zu erkennen war der Effekt in der vorliegenden Untersuchung bei den Versuchen 3, 4, 5, 7, 9, 10 und 11 (Abb. 73, 75, 65, 67, 83, 85, 69), etwas weniger deutlich bei den Versuchen 2, 6 und 8 (Abb. 71, 77, 79). Bei den Versuchen 1 (Abb. 63) und 12 (Abb. 81) wurde kein Abfall der Atmung festgestellt. In diesen Versuchen wurde erst 75 bzw. 25 Tage nach Versuchsstart mit der Atmungsmessung begonnen, so dass die erste Phase besonders intensiver Atmung vermutlich schon abgeschlossen war. Betrachtet man zum Beispiel die Angaben für die mittlere Atmungsrate bei Versuchen mit dem LUFA Substrat (Versuche 2 und 3), stellt man fest, dass in Versuch 3 zu Beginn der Atmungsmessung eine Phase relativ hoher CO₂-Abgabe in die Auswertung eingeht, so dass die mittlere Atmungsrate hier insgesamt recht hoch ausfällt.

In Tab. 21 und Abb. 61 und 62 ist der Effekt der Collembolen auf die Bodenatmung zusammenfassend dargestellt. Die Bodenatmung (gemessen in mg CO₂/100g Boden) veränderte sich durch den Einsatz von Collembolen nicht entsprechend der Atmungsrate der eingesetzten Individuen durch einfache Addition.

Aus Tab. 13 ist abzulesen, **dass nur in einem der** daraufhin untersuchten 12 **Versuche eine signifikante Korrelation zwischen Bodenatmung und Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn** festzustellen ist. Dabei handelte es sich um die ungedüngten Varianten in Versuch 4 (Abb. 75, 76), ein Versuch, der nur über 11 Tage fortgeführt wurde. Das bedeutet, dass zunehmender Collembolenbesatz die Atmungsrate in allen anderen (länger laufenden) Versuchen weder zunehmend erhöht noch zunehmend erniedrigt, sondern dass differentielle Effekte zu beobachten waren. ANDREN UND SCHNÜRER fanden 1985 bei der Rotte von 0,1g mit natürlicher Mikroflora inokuliertem Roggenstroh innerhalb von 42 Tagen beim CO₂-Ausstoß ebenfalls keinen signifikanten Unterschied zwischen Besatz mit 0, 5, 10 und 20 *F. fimetaria*. FROMM (1997) fand bei einer Versuchsdauer von 54 Tagen eine schwache Verringerung der Basalatmung durch Einsatz von Collembolen in Substrat ohne Zugabe organischer Substanz, nach Zugabe von Haferstroh stellte er eine leichte Erhöhung der Atmung bei Collembolenbesatz fest. Er gibt allerdings keine konkrete Collembolenbesatzdichte an. Die Unterschiede waren nicht signifikant.

Bei den meisten Versuchen der vorliegenden Untersuchung scheint eine **mittlere Besatzdichte** den **stärksten Effekt** im Sinne einer Erhöhung der Bodenatmung zu haben, sehr hohe Besatzdichten führten dagegen zu einer weniger starken Erhöhung oder sogar Verminderung der Atmung. Dabei variiert die „optimale“ Besatzdichte, also die Besatzdichte, die zu einer maximalen Erhöhung führte, zwischen 17 und 200 *F. candida* pro 100g Substrat. Eine ähnliche Beobachtung machten HANLON UND ANDERSON 1979. Sie stellten ebenfalls einen stark differentiellen Effekt von *Folsomia candida* auf die mikrobielle Atmung fest:

wenige Collembolen stimulierten den O₂-Verbrauch, mehr Tiere verringerten die Atmung. Ein vergleichbares Ergebnis brachte eine Untersuchung derselben Autoren 1980 übrigens auch für *Oniscus asellus* und *Glomeris marginata*. Auch FROMM (1997) stellte bei geringem Collembolenbesatz (gemischte Artenzusammensetzung) eine Atmungserhöhung, bei stärkerem Besatz eine Atmungsverminderung in Substrat mit Strohzugabe fest. BENGTSSON UND RUNDGREN (1983) stellten fest, dass die Atmungsrate von *Mortierella isabellina* bei Beweidung durch *O. armatus* abnahm, jedoch zunahm, wenn die Collembolen periodisch entfernt wurden. In einem Review kam SEASTEDT (1984) zu dem Ergebnis, dass die Atmungsraten der Mikroflora in der Gegenwart von Mikroarthropoden zunehmen, bei Überweidung allerdings abnehmen. SIEPEL (1994) stellte auch bei Oribatiden differentielle Effekte auf die Bodenatmung fest. Er führte diese auf die Mikroarthropodendichte, die Nährstoffverfügbarkeit und die Art der Beweidung zurück. Er bestätigte einen Overgrazing-Effekt bei hohen Besatzdichten. Zusätzlich hält er die Fähigkeit, Chitin zu verdauen, für entscheidend, eine Hauptkomponente der Zellwände von Pilzen. Oribatiden, die Chitin verdauen können, setzen dadurch Nährstoffe, vor allem Stickstoff, frei, welcher neues Pilzwachstum und damit die Atmungsrate fördert. Er bezeichnete die betreffenden Oribatiden als „grazers“, die anderen als „browsers“ (siehe Kapitel 6.4).

Interessant ist in diesem Zusammenhang, dass **in autoklaviertem Substrat** (Versuch 6; Abb. 77, 78) der **Einsatz von Collembolen einen deutlich ausgeprägteren Effekt auf die Erhöhung der Bodenatmung** hatte, als in nicht vorab autoklaviertem Substrat. Diese Feststellung passt auch zu der schon analysierten Erhöhung von Gesamtkeimzahl, Pilzkeimzahl und Dehydrogenaseaktivität durch Tierbesatz in autoklaviertem Substrat. Die Atmungsrate erhöhte sich in den ersten Versuchswochen nach Versuchsbeginn durch 200 *F. candida* in 100g Substrat um ein Vielfaches. HASSALL ET AL. (1983) berichteten von demselben Phänomen: Ein Collembolenbesatz auf Pappelblättern (*Populus tremuloides*) wirkte sich in ihrer Untersuchung nur dann erhöhend auf die Atmung aus, wenn das Substrat vorher sterilisiert worden war. Die Stimulation des Abbaus bei vorhandener mikrobieller Aktivität war in ihrer Untersuchung vernachlässigbar klein.

Die Effekte des Autoklavierens sind offenbar mit den Effekten vergleichbar, die bei der Methode der Fumigation-Inkubation zur indirekten Bestimmung der mikrobiellen Biomasse genutzt werden (z.B. JENKINSON UND POWLSON 1976, KUHNERT-FINKERNAGEL 1993). Dabei wird der Boden zur Abtötung der Mikroorganismen mit Chloroform begast. Anschließend bauen Organismen eines zugesetzten Inokulums während einer zehntägigen Inkubation die abgetöteten Organismen ab. Dies führt zu einem Anstieg der CO₂-Freisetzung („flush of decomposition“), welcher zur Quantifizierung des Biomasse-Kohlenstoffs herangezogen wird. In der vorliegenden Untersuchung erfolgte die Abtötung der Bodenorganismen durch das Autoklavieren, die Zugabe des Inokulums offenbar durch die Collembolen. Die über die Tiere eingeschleppten Mikroorganismen nutzten die Nährstoffe der abgetöteten Organismen und führten so zu einer erhöhten Atmungsrate. Noch 60 Tage nach Versuchsbeginn, bei der ersten Bestimmung der Atmungsrate, war ein deutlicher Effekt in diesem Sinne erkennbar, der mit zunehmender Versuchsdauer dann abnahm. Die Atmungsrate des Bodens ohne Collembolen lag 60 Tage nach Versuchsbeginn bei 0,06mg CO₂ pro Stunde pro 100g Substrat, mit Collembolen bei 0,25mg CO₂ pro Stunde pro 100g Substrat. Die Collembolenzahl bei Versuchsbeginn lag bei 200 Tieren, bei Versuchsabschluss bei durchschnittlich 45 Tieren in 100g Substrat. Die Atmung pro *F. candida*-Individuum wurde mit 0,097µg berechnet. Es ist möglich, dass die Collembolen-Individuenzahl im Versuchsverlauf einen Peak erreicht hatte, der über der Besatzzahl von 200 lag. Dennoch ist offensichtlich, dass der direkte Anteil der Collembolen an der Gesamtatmung geringer war, als die Erhöhung der Atmungsrate durch die eingesetzten Collembolen. Die Tiere haben also offensichtlich indirekt die Atmungsrate erhöht, vermutlich durch Förderung der Mikroorganismen, was sich auch in der erhöhten Gesamtkeimzahl und Dehydrogenaseaktivität widerspiegelt. Etwas anders sieht der Vergleich nach 102 Tagen aus. Bei Versuchsabschluss lag die

Atmungsrate in der Variante ohne Tiere nur noch bei 0,011mg CO₂ pro Stunde pro 100g Substrat. Mit Tieren lag sie bei 0,017mg CO₂ pro Stunde pro 100g Substrat. 45 Tiere geben ca. 4µg CO₂ ab, was die Differenz fast erklärt. Die Mikroorganismenaktivität war demnach in vorher autoklaviertem Substrat nach 102 Tagen in den Varianten mit Collembolen gegenüber den tierfreien Varianten kaum noch erhöht.

Der Verlauf der Atmungskurve (Abb. 77) lässt vermuten, dass die durch das Autoklavieren verfügbar gemachten Nährstoffe beim Versuchsabschluss nach 102 Tagen nicht länger zur Verfügung standen. Es haben sich neue Populationen von Bakterien und Pilzen entwickelt und ein deutlich höheres Niveau erreicht, als in der nicht autoklavierten Variante, wie man aus den Keimzahl-Graphiken ablesen kann (Abb. 4, 22). Die Bestimmung der Atmungsraten ergab allerdings niedrigere Werte als in den nicht vorab autoklavierten Varianten. Die Tierzahlen sind im Vergleich zur Besatzzahl abgesunken, lagen aber höher als in den vorher nicht autoklavierten Varianten. Offenbar haben also die Tiere das zusätzlich zur Verfügung stehende Angebot an Pilzen und/oder Bakterien genutzt. Es lässt sich spekulieren, dass bei einer Fortführung des Versuches die Tiere die Keimzahlen durch Grazing reduziert hätten und schließlich die Collembolen-Individuenzahlen abgesunken wären, da in dem geschlossenen System nur durch wenige eventuell vorhandene autotrophe Mikroorganismen oder Algen Biomasse hätte nachgeliefert werden können.

Abb. 62 und Tab. 21 zeigen, dass der **Zusatz organischer Substanz** in allen Fällen zu einer **Erhöhung der Atmungsrate** führte. Die Erhöhung war bei Versuch 4 (Abb. 75, 76), der insgesamt nur über 11 Tage fortgeführt wurde, durch den Zusatz von Luzerne sehr hoch (ca. 400% gegenüber der Variante ohne zusätzliche organische Substanz), bei Versuch 12 (Abb. 81, 82), der 79 Tage dauerte, durch den Zusatz von Luzerne, Stroh oder Mais geringer. Die Erhöhung durch die organische Substanz entspricht den Untersuchungsergebnissen von NAGEL (1996), FROMM (1997) und BODE (1998). BODE (1998) stellte einen Zusammenhang zwischen organisch gebundenem Kohlenstoff, organisch gebundenem Stickstoff und der Basalatmung fest. Sie stellte auch signifikant höhere Atmungsraten in Varianten mit Mineraldüngung, mit kombinierter Mineral- und organischer Düngung sowie eine positive Beziehung der Basalatmung zur Menge an eingearbeiteten Ernterückständen fest. Sie berichtete allerdings auch, dass der Effekt der Düngung auf die Erhöhung der Atmung geringer war, als auf die Erhöhung der mikrobiellen Biomasse. Auch in der vorliegenden Untersuchung zeigte sich in Versuch 12 ein ähnliches Phänomen. So wurde durch Luzerne die Atmung um 38% erhöht, die Dehydrogenaseaktivität um 85%, die Gesamtkeimzahl aber um den Faktor 21. Durch Maisblattzugabe erhöhte sich die Atmungsrate um 149%, die Dehydrogenaseaktivität um 195% die Gesamtkeimzahl dagegen um den Faktor 3. Durch Strohzugabe erhöhte sich die Atmung nur um 6%, die Dehydrogenaseaktivität um 200%, die Gesamtkeimzahl immerhin um den Faktor 25. BODE (1998) folgerte aus ihren Untersuchungsergebnissen, dass kleine Mikroorganismen-Populationen auf ungedüngten Flächen genauso viel atmen wie große auf gedüngten Flächen. Sie vermutete eine Stresssituation für Mikroorganismen durch geringeres Nahrungsangebot auf ungedüngten Flächen und dadurch resultierenden höheren Energiebedarf zur Aufrechterhaltung der Lebensfunktionen.

Die Ergebnisse von Versuch 4 und 12 zeigen, dass der Einfluss der Tiere auf die Atmung deutlich geringer ist als der Einfluss des Zusatzes von organischem Substrat. **Einsatz von Tieren in den Varianten mit Stroh, Luzerne oder Maisblatt** führte in einigen Fällen zu einer weiteren Erhöhung, in anderen Fällen zu einer Erniedrigung der Atmung. NAGEL (1996) berichtete von einer Erhöhung der CO₂-Abgabe durch die Mesofauna in einem Mikrokosmos-Versuch mit Haferstroh. HANLON (1981) erklärte differenzielle Effekte der Tiere durch die **Qualität der Nahrungsquellen**: Umso höher die Substratqualität, desto stärker das Bakterien- und Pilzwachstum, ein Overgrazing-Effekt tritt seltener auf, es ergibt sich eine erhöhte Atmung – umso geringer die Nahrungsqualität, desto geringer das Bakterien-

und Pilzwachstum, es kommt zu Overgrazing und Verminderung der Bodenatmung. Bei mittlerem Nährstoffangebot erfolgt die stärkste Stimulation durch die mittlere Collembolenbesatzdichte. FROMM (1997) fand in Substrat von einer Ackerfläche unter Zugabe von Haferstroh (C/N-Verhältnis: 43) eine leichte, jedoch nicht signifikante, Erhöhung der Basalatmung nach Collembolenbesatz. Er erklärte den geringen Effekt des Einsatzes der Collembolen mit dem **Modell der Erhaltung funktioneller Gruppen**, nach dem fehlende Glieder eines Nahrungsnetzes schnell durch andere funktionale Gruppen ersetzt werden (z.B. ANDREN ET AL. 1995). FROMM (1997) hält es für möglich, dass das Fehlen der Collembolen durch andere Arten, wie z.B. Nematoden oder Protozoen, kompensiert wird. Er stellte in den collembolenfreien Varianten eine starke Vermehrung von Nematoden fest. Die geringere Nematodenabundanz in Varianten mit Collembolen könnte durch Nahrungskonkurrenz bedingt sein oder dadurch, dass einige Arten der gemischten Collembolen-Population die Nematoden durch Fraß reduziert haben. Hinsichtlich des hohen Anteils von Protozoen am Bodenmetabolismus verweist er auf Untersuchungen anderer Autoren (HUNT ET AL. 1987, DE RUITER ET AL. 1993a).

MAMILOV ET AL. (2000) haben für Nematoden ebenfalls einen differentiellen Effekt auf das mikrobielle Wachstum und die Atmungsrate je nach Nematodendichte und Streuzusammensetzung festgestellt. Bei geringem Stickstoffgehalt der Streu (Weizenstroh) wurden mikrobielles Wachstum und Atmung durch geringe Nematodenabundanz stimuliert, bei hohem N-Gehalt der Streu (Luzernemehl) und hoher Nematodenabundanz inhibiert. Zwischen den beobachteten Effekten und der Stärke der Konsumption der Mikroorganismen durch die Mikrofauna bestand kein linearer Zusammenhang, so dass die Autoren von einer **Änderung des physiologischen Status der Mikroorganismen** ausgehen. Einen ähnlich differentiellen Effekt auf die Mikroflora fanden sie auch 2001 für Nematoden gemeinsam mit Mikroarthropoden.

6.9 Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff

Messungen des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff ergänzen die Erfassung des während der Versuche entstandenen Kohlendioxids. Beide sind als komplementär anzusehen.

Eine Zunahme des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff in den Versuchsgefäßen ist nur erklärbar über einen direkten Eintrag oder über eine Kohlenstofffixierung (Primärproduktion). Es soll der Vollständigkeit halber erwähnt werden, dass selbstverständlich auch durch den Einsatz der Collembolen ein Eintrag von organisch gebundenem Kohlenstoff erfolgte. Dieser ist jedoch vernachlässigbar. Nach REICHLE (1977) beträgt das durchschnittliche Trockengewicht von Isotomiden 17µg. Einer Untersuchung von CROMMENTUIJN (1994) ist allerdings eine höhere Biomasse von *F. candida* zu entnehmen. Nach ihren Angaben betrug das Lebendgewicht 6 Wochen alter Tiere 170-320µg, was einem deutlich höheren Trockengewicht entspricht. JANSSEN (1991) gibt für *Isotoma viridis* sogar ein mittleres Trockengewicht von 194µg an. 100 Tiere in 100g Boden entsprechen nach REICHLE einer Zugabe von 1,7mg organischem Material, entsprechend 0,0017%. Selbst wenn das Trockengewicht um den Faktor 10 höher sein sollte, errechnet sich daraus kein nennenswerter Prozentsatz. Da keine höheren Pflanzen im System vorhanden sind, kommen als Primärproduzenten nur photo- oder chemoautotrophe Bakterien oder Algen in Frage.

Eine Abnahme des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff in den Versuchsgefäßen ist über die Atmung erklärbar. Randerscheinungen sind die Entstehung von Methan und Kohlenmonoxid, die hier vermutlich zu vernachlässigen sind und nicht analysiert wurden. Daneben besteht ein Gleichgewicht mit anorganischen Kohlenstoffverbindungen (v.a. Carbonate, Hydrogencarbonate), die ebenfalls nicht erfasst wurden.

Ein- und Austräge von Kohlenstoff, wie auch von anderen Elementen, sind begrenzt. Die Weckglasversuche wurden in geschlossenen Gefäßen durchgeführt, die lediglich zum Austausch der Lauge geöffnet wurden. Es war allerdings beabsichtigt, dass während der Öffnung ein Gasaustausch stattfand, da sonst die Sauerstoffversorgung der Versuchsansätze nicht gewährleistet gewesen wäre. In den Röhrenversuchen war durch die Belüftung ein Gasaustausch und damit auch Zufuhr von CO_2 möglich. Nach dem Verlassen der Röhren wurde in der Luft vorhandenes CO_2 in der Lauge gebunden und durch die Titration erfasst. Die Reagenzgläser wurden während der Versuchsdauer nicht geöffnet. Der Feuchtigkeitsverlust in diesen Ansätzen zeigt aber, dass die Überfallkappen einen Gasaustausch zugelassen haben.

Der organische Kohlenstoffgehalt wurde in den **Versuchssubstraten ohne Zusatz organischen Materials** in den Weckglas- und Röhrenversuchen durch die Collembolen teils erhöht, teils erniedrigt (Abb. 87-92). Es war **kein eindeutiger Zusammenhang** zwischen Tierbesatz und Veränderung des Gehaltes an organisch gebundenem Kohlenstoff erkennbar, die geringen Unterschiede waren nicht signifikant. Auch in den Reagenzglasversuchen (Abb. 93-98) war kein durchgängiger vermindernder oder erhöhender Effekt der Collembolen auf den Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff erkennbar, unabhängig davon, ob das Substrat autoklaviert worden war oder nicht.

Der durch die Atmung „verlorene“ Kohlenstoff war in Versuchsansätzen ohne Zugabe organischer Substanz in seiner Größenordnung gering: in Braunschweiger Substrat ca. 79mg CO_2 im Untersuchungszeitraum von 6 Wochen, entsprechend ca. 22mg C-Verlust je 100g Boden also 0,022%. Diese Verminderung war so gering, dass sie nicht als Abnahme im Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff messbar war.

Es ist nicht erstaunlich, dass **durch Zugabe von organischem Substrat** in den Versuchen 11 und 12 der **C_{org}-Gehalt zunahm** (Abb. 89, 90). Die Zugabe von 0,5g organischer Substanz in 100g Substrat entspricht gerundet etwa einem Zusatz von 0,25g oder 0,25% organisch gebundenem Kohlenstoff. Die in Versuch 12 nach 82 Tagen ermittelte Differenz im organischen C-Gehalt der Varianten mit und ohne Zusatz betrug 0,05 bis 0,2%. Ein Teil des zugesetzten organischen Kohlenstoffs ist demnach veratmet worden, ein anderer Teil wurde in mikrobieller und tierischer Substanz festgelegt. Betrachtet man z.B. die Maisvariante ohne Tiere (Variante mit der höchsten Atmung) stellt man über den gesamten Zeitraum betrachtet eine um 408mg höhere CO_2 -Produktion als in der Variante ohne Maisstroh fest. Dies entspricht 111mg Kohlenstoff und damit ca. 0,11% bezogen auf 100g Substrat. Der Unterschied im organischen C-Gehalt zwischen beiden Varianten beträgt bei Versuchsabschluss 0,06%. Der Verbleib von 0,08g Kohlenstoff bleibt damit ungeklärt. Dieser Schwund lässt sich darauf zurückführen, dass zu Versuchsbeginn (während der Phase besonders intensiver Atmung) einige Tage der Atmungsmessung fehlen. Für Luzerne und Stroh lässt sich eine ähnliche Summenrechnung aufmachen. Eine Übersicht gibt Tab. 14. Es muss erwähnt werden, dass Luzerne als Mehl zum Substrat gegeben wurden, Roggen- und Maisstroh dagegen in kleinen Stückchen. Daraus resultiert eine gewisse Inhomogenität der Verteilung von Roggen- und Maisstroh im Boden. Diese Inhomogenität führte möglicherweise dazu, dass in der Stroh-Variante ohne Tiere deutlich weniger organischer Kohlenstoff festgestellt wurde, als hinzugegeben wurde. Möglicherweise war in den analysierten Proben kein repräsentativer Anteil an organischem Material enthalten. In den Strohvarianten mit Tieren war die Abweichung des nachgewiesenen Kohlenstoffs vom erwarteten Wert deutlich geringer. Eventuell liegt dies an einer **besseren Durchmischung** des Substrates. Vor allem in der Roggenstroh-Variante haben die Tiere während der Versuchsdauer von 82 Tagen offenbar für eine homogenere Einarbeitung des Strohs in den Boden gesorgt.

Tab. 14: Kohlenstoff-Verbleib bei Zugabe von 0,5g organischem Material (Versuch 12). Angegeben ist jeweils die Differenz zur entsprechenden Variante ohne Zusatz von organischer Substanz. Alle Angaben sind bezogen auf die gesamte Versuchsdauer (82 Tage) und 100g Boden (Trockengewicht).

- ohne Tierbesatz + mit 100 *F. candida*

	Maisstroh		Luzernemehl		Roggenstroh	
Tierbesatz	-	+	-	+	-	+
C _{org.} (g)	0,059	0,184	0,156	0,207	0,056	0,177
CO ₂ (g)	0,408	0,441	0,104	0,248	0,017	0,135
C aus CO ₂ (g)	0,111	0,120	0,028	0,068	0,005	0,037
Summe C (g)	0,170	0,304	0,184	0,275	0,061	0,214
C-Zugabe (g)	ca. 0,25	ca. 0,25	0,239	0,239	0,241	0,241

Es ist interessant, dass in Anwesenheit der Tiere in den Varianten mit Roggenstroh, Luzernemehl oder Maisblatt der Gehalt des organisch gebundenen Kohlenstoffs nach 82 Tagen höher ist als in den Varianten ohne Tiere. **Besatz mit Collembolen führt also bei Vorhandensein von organischem Material sowohl zu einer erhöhten Atmungsrate als auch zu einem erhöhten Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff.**

Insgesamt ist in den Varianten mit Maisstroh- und Luzernezugabe die **Summe des zusätzlich nachgewiesenen Kohlenstoffs in den Varianten mit Tieren höher als durch die Zugabe des organischen Substrates und der Tiere erklärbar.** Dies könnte daran liegen, dass der tatsächliche Kohlenstoffgehalt der zugesetzten organischen Substrate über den Literaturwerten lag. Dann müsste derselbe Effekt allerdings auch in den tierfreien Versuchsansätzen erkennbar sein. Möglicherweise gab es auch Ungenauigkeiten bei der Analytik durch inhomogene Verteilung der Zusätze im Boden. Generell ist zu beachten, dass es sich beim hier verwendeten Versuchssystem (Röhren) um ein offenes System gehandelt hat. Durch die kontinuierliche Belüftung war also eine Zufuhr von CO₂ möglich. Möglicherweise haben die Tiere die **Tätigkeit autotropher Mikroorganismen und damit eine Kohlenstofffixierung gefördert.** Es könnte ein ähnlicher Mechanismus zugrunde liegen, wie er für die Förderung von anderen Mikroorganismen-Populationen vermutet wird (Freisetzung von Nährstoffen durch Beweidung, Verhinderung einer Biostasis, Förderung durch Beweiden seneszenten Kolonien).

Der durch die Tiere erhöhte Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff ist entweder durch eine Verminderung des Abbaus organischer Substanzen (z.B. durch Overgrazing, siehe z.B. SIEDENTOP 1993) oder möglicherweise auch mit einer **vermehrten Bindung von organischen Kohlenstoffverbindungen in tierischer oder mikrobieller Substanz zu erklären.** Es wurde eine erhöhte Dehydrogenaseaktivität und eine erhöhte Atmungsrate festgestellt, was darauf schließen lässt, dass die Tiere die mikrobielle Aktivität erhöht haben. Dies spricht dafür, dass die zweite der möglichen Erklärungen die wahrscheinlichere ist. Pilz- und Gesamtkeimzahl waren allerdings nur in der Luzerne-Variante durch die Tiere zusätzlich erhöht. CRAGG UND BARDGETT fanden 2001 einen positiven Effekt von *F. candida* auf die Freisetzung von organischen Kohlenstoffverbindungen (Erfassung der Auswaschung), was vermutlich durch „grazing“ erklärbar war. Damit ist jedoch kein grundsätzlicher Einfluss der Tiere auf den Gehalt an organischen Kohlenstoffverbindungen, sondern lediglich auf deren Freisetzung nachgewiesen. Eine Auswaschung freigesetzter Kohlenstoffverbindungen war in der vorliegenden Untersuchung ausgeschlossen.

6.10 Nitrat-Gehalt

Nach INSAM (2001) sind Messungen des Stickstoffumsatzes essentiell, um die Dynamik von Ökosystemen zu verstehen. Nach seiner Aussage ist Stickstoff oft der limitierende Faktor der mikrobiellen Aktivität. Bekannt ist auch die Bedeutung von verfügbarem Stickstoff für das Pflanzenwachstum (z.B. MINISTERIUM FÜR LANDWIRTSCHAFT, UMWELTSCHUTZ UND RAUMORDNUNG DES LANDES BRANDENBURG 2000).

Grundsätzlich muss zwischen der N-Mineralisierung und der im Boden nachgewiesenen Nitratmenge unterschieden werden. Die Gründe sind: 1. Mineralisierter Stickstoff wird durch Bakterien und Pilze häufig schnell wieder immobilisiert (FROMM 1997). 2. Auswaschung - in der vorliegenden Untersuchung ist eine Auswaschung von mineralisiertem Stickstoff allerdings nicht möglich, so dass dieser grundsätzlich für weitere Syntheseprozesse zur Verfügung steht. 3. Weitere anorganische Stickstoffverbindungen sind zu berücksichtigen - neben dem Nitrat-Gehalt wurde in der vorliegenden Untersuchung auch der Nitrit-Gehalt analysiert, dieser ist aber sehr gering und wird deshalb hier vernachlässigt. N_2 , N_2O , NH_4^+ und NH_3 wurden nicht analysiert, so dass keine Gesamt-Bilanz für den Stickstoffgehalt aufgestellt werden kann.

Der Stickstoffeintrag durch den Einsatz der Tiere ist (ebenso wie der C_{org} -Eintrag; siehe Kap. 6.9) vergleichsweise gering. BECKMAN (1990) gibt den Stickstoffgehalt von Collembolen auf der Basis einer Literatursichtung mit 6,8-11,8% bezogen auf die Trockensubstanz an (siehe auch dort zitierte Quellen). Dies entspricht bei Einsatz von 100 Tieren in 100g Substrat und bei 17µg Trockensubstanz pro Tier (REICHLE 1977) einer Zugabe von ca. 120-200µg Stickstoff, also 0,00012-0,0002% bezogen auf das Trockengewicht des Substrates.

Aus Versuch 12 (Abb. 99) lässt sich ein **Effekt der Tiere auf die Freisetzung bzw. Verminderung von Nitrat** im Boden **bei Zusatz von organischem Material** ableiten. Interessant ist insbesondere der Vergleich der Stroh-Varianten mit und ohne Tierbesatz. In der Strohvariante ohne Tiere sinkt der Nitrat-Gehalt im Boden während der Versuchsdauer von 82 Tagen stark ab. Es ist bekannt, dass Stroh im Boden sehr langsam abgebaut wird. WESSÉN UND BERG (1985) stellten einen Massenverlust von Roggenstroh von weniger als 50% innerhalb eines Jahres fest. Der Stickstoffgehalt von Stroh ist gering (siehe Kap. 2.4). Beim Abbau baut die kolonisierende Mikroflora Stickstoff aus dem umgebenden Boden in ihre Proteine, Zellwände usw. ein (HARRIS UND GROSSBARD 1979). Der N-Zunahme des Strohs inklusive Mikroorganismen steht eine Abnahme im Substrat gegenüber. Offenbar setzen in den Varianten mit Collembolen die Tiere durch die Beweidung einen großen Teil des demobilisierten Stickstoffs wieder frei, so dass dieser erneut zur Verfügung steht. Auf diese Weise wird wiederum der weitere mikrobielle Abbau gefördert.

Nach einer Untersuchung von ANDERSON ET AL. (1983) wird die Auswaschung folgender Ionen aus Eichenlaub durch die Collembolen *Tomocerus minor* und *Orchesella villosa* vermehrt: NH_4^+ , NO_3^- , Na^+ und K^+ . Die Auswaschung von Ca_2^+ wird vermindert. Offenbar vermehrt in der vorliegenden Untersuchung auch *F. candida* die Freisetzung von NO_3^- -Ionen. VEDDER ET AL. (1996) vergruben Bodenkerne in Gazebeuteln unterschiedlicher Maschenweite in einem Fichtenforst. Sie stellten ebenfalls fest, dass bei der größten Maschenweite, also unter Mitwirkung von Meso- und Makrofauna, die N-Mineralisierung erhöht war. Es fand sich auch ein höherer N-Turnover pro Einheit mikrobieller Biomasse. Sowohl Mesofauna und Makrofauna gemeinsam als auch die Mesofauna allein erhöhten den Ammoniumgehalt und die Proteaseaktivität gegenüber einer Variante ohne Tiere signifikant. Die Autoren kommen zu dem Schluss, dass die Mesofauna die Leistungen von Mikroorganismen im Stickstoffumsatz erhöhen kann. Ein ähnliches Ergebnis erzielten VERHOEF UND BRUSSARD (1990) bei der Mineralisierung von Zellulose. Besatz mit *Tomocerus minor* erhöhte die NH_4^+ -Mobilisation um 20%. Bei Anwesenheit von Meso- und Makrofauna zeigte sich eine Erhöhung der Nitratauswaschung um 5-40%. FROMM (1997) fand in einem Versuch mit

Haferstroh-Zusatz ebenfalls eine erhöhte Nitrat-Freisetzung bei Anwesenheit von Collembolen im Versuchsgefäß. Er sieht für die Landwirtschaft Vorteile in einer erhöhten Collembolen-Biomasse, da die Tiere zur Anreicherung von pflanzenverfügbarem Stickstoff im Boden beitragen. Auch ANDERSON ET AL. (1985), ABRAHAMSEN (1990), SETÄLÄ ET AL. (1990) und FABER UND VERHOEF (1991) haben beschrieben, dass Meso- und Makrofauna die Stickstoff-Mobilisierung erhöhen. CRAGG UND BARDGETT (2001) stellten eine auf das Doppelte erhöhte Nitrat-Freisetzung durch *F. candida* fest (Mikrokosmosversuch mit Streu von einer Wiese). Nach TEUBEN UND VERHOEF (1992) enthält Collembolenkot 40-mal mehr pflanzenverfügbares Nitrat als der umgebende Boden. Daraus resultiert nach ihren Berechnungen insgesamt eine Steigerung der Nitratverfügbarkeit um den Faktor 2,4.

In den Reagenzglasversuchen (Abb. 100-106) lässt sich auch bei Zusatz organischer Substanz (Versuch VIII; Abb. 103) **keine verstärkte Freisetzung von Nitrat durch die Tiere** feststellen. Dies hängt vermutlich direkt oder indirekt mit der **Beimpfung** dieser Versuchsansätzen zusammen. Sieht man von den autoklavierten Versuchsansätzen ohne eingesetzte Tiere ab, lagen sowohl die Gesamtkeimzahlen als auch die Pilzkeimzahlen bei den Reagenzglasversuchen deutlich höher als bei den Weckglas- und Röhrenversuchen. Möglicherweise wurde durch die Collembolen freigesetztes Nitrat hier durch die gegenüber unbeimpften Versuchen stark erhöhte Pilzpopulation und die dadurch offenbar indirekt ebenfalls stark erhöhte Bakterienpopulation konsumiert. So wurde **freigesetzter Stickstoff vermutlich sofort wieder als organische Substanz gebunden**, so dass in diesen Ansätzen kein Effekt der Collembolen auf den Nitrat-Gehalt des Bodens feststellbar war, obwohl der turnover vermutlich verstärkt war. Auch VISSER ET AL. kamen 1981 zu einem ähnlichen Ergebnis. Sie untersuchten den Abbau von autoklaviertem Pappelaub mit und ohne Beimpfung mit einem ausgewählten Bodenpilz („sterile dark 298“) sowie mit und ohne Einsatz von *Onychiurus subtenuis*. Dabei stellten sie fest, dass der Pilz die Auswaschung von Phosphat- und Nitrat-Ionen verminderte.

MEBES (1999) stellte in einer Mikrokosmosuntersuchung eine Abhängigkeit des Stickstoffumsatzes vom Vorhandensein organischer Substanz, vom Probenentnahmeterrain und von der eingesetzten Collembolenart fest. TEUBEN (1991) spricht von einem Puffer-Effekt der Mikroarthropoden auf die Nährstoffverfügbarkeit. In nährstoffarmen Systemen fördern sie nach seinen Untersuchungsergebnissen die Nährstofffreisetzung (hier: Ansätze mit Strohzugabe), in nährstoffreichen Systemen sorgen sie für eine Immobilisierung von Nährstoffen. ANDREN UND SCHNÜRER (1985) fanden einen Zusammenhang zwischen Feuchtigkeitsgehalt und Einfluss von Collembolen auf die Nitratfreisetzung: bei Trockenheit erhöhten Collembolen die N-Mobilisierung. Man kann vermuten, dass die Trockenheit mit einer geringeren Aktivität und Dichte von Mikroorganismen korreliert war, so dass die geschilderten Ergebnisse den hier festgestellten Effekten ähneln: durch die Tiere erhöhte Freisetzung von Nitrat bei geringen Mikroorganismendichten bzw. geringe (messbare) Nitratfreisetzung bei hohen Mikroorganismendichten.

Eine differentielle Veränderung des Nitratgehaltes im Boden durch die Collembolen ist laut MEBES (1999) vermutlich auch im Zusammenhang mit dem unterschiedlichen C/N-Verhältnis von Bakterien und Pilzen zu sehen. Nach HUNT ET AL. (1987) beträgt das C/N-Verhältnis von Pilzen durchschnittlich 10, während es bei Bakterien bei 4 (nach HASSINK 1994: 5) liegt. Daneben gibt es eine hohe Variabilität des C/N-Verhältnisses innerhalb der Bakterien und Pilze (SCHLEGEL 1985, BENGTSSON UND RUNDGREN 1988). **Je nach Nahrungsangebot und Nahrungspräferenz der betrachteten Collembolenart** ergibt sich so zwangsläufig **ein unterschiedlicher Effekt**. Durch Fraß an Bakterien wird mehr Stickstoff mineralisiert, durch Fraß an Pilzen weniger. In den Reagenzglasversuchen stehen durch die Beimpfung mehr Pilze als Nahrung zur Verfügung, es wird weniger Stickstoff mineralisiert. In den anderen Versuchen sind die Pilze knapper, die Collembolen fressen verstärkt Bakterien, es wird mehr Stickstoff freigesetzt. Dabei ist zu beachten, dass auch Arten mit hoher Nahrungsspe-

zialisierung bei Knappheit der Nahrungsressourcen auf andere Nahrungsquellen ausweichen können. FILSER stellte 2002 die Hypothese auf, dass Collembolen meist omnivor sind. Je nach Umweltbedingungen verändern sie ihre Ernährungsgewohnheiten. So kommen unterschiedliche Effekte auf den C- und N-Umsatz im Boden zustande. In einem Review aktueller Veröffentlichungen stellte sie einen meist positiven Effekt auf die Stickstoff-Mineralisierung fest, was hier lediglich mit den Ergebnissen von Versuch 12 sowie mit dem Effekt von *X. corticalis* in Versuch X (nicht signifikant) übereinstimmt.

6.11 Bodenfeuchtigkeit

Es konnte kein signifikanter Einfluss des Tierbesatzes auf die Veränderung des Wassergehaltes der Proben festgestellt werden (Abb. 107-122, siehe auch Tab. 13 und Kap. 10.4.1). Allerdings zeigten sich in einzelnen Versuchen Zusammenhänge zwischen der Feuchtigkeit und anderen Messparametern (Atmungsrate: Versuch 11, Gesamtkeimzahl: Versuch 9, Pilzkeimzahl: Versuch 12, Dehydrogenaseaktivität: Versuch II, pH: Versuche 12 und X).

Bei der Analyse der Tierzahlen bei Versuchsende hat sich gezeigt, dass die Feuchtigkeit möglicherweise **Einfluss auf die Überlebensrate und Reproduktion der Collembolen** hat (siehe Kap. 6.2). EKSCHMITT (1993) kam nach umfassender Sichtung der Literatur zu dem Schluss, dass der Wasserhaushalt eine entscheidende Einflussgröße für Collembolen-Populationen und -Aggregationen ist. Er führt dies auf die Physiologie der Collembolen zurück. Die Arthropleona sind auf Hautatmung, also eine gasdurchlässige Körperoberfläche angewiesen, so dass ein wirksamer Transpirationsschutz fehlt. Obwohl Collembolen eine Reihe von Überdauerungsstrategien entwickelt haben (z.B. Eidiapausen, Ökomorphosen, Anhydrobiosen; WALLACE 1968, POINSOT 1966, DUNGER 1983, LARINK UND JOSCHKO 1999), sind vor allem die innerhalb des Bodens lebenden Arten oft austrocknungsempfindlich. EKSCHMITT (1993) zitiert eine Reihe von Autoren, die in Freilandversuchen einen Zusammenhang zwischen Populationsdichte und Bodenfeuchtigkeit nachgewiesen haben (POOLE 1961, 1962, JOOSE 1970, TAKEDA 1979, VEGTER 1983, VERHOEF UND VAN SELM 1983). Laut FOUNTAIN UND HOPKIN (2005) ist jedoch *F. candida* außerordentlich resistent gegen Austrocknung. USHER (1976) hält es für möglich, dass die Feuchtigkeitsansprüche der Collembolen mit den Nahrungsansprüchen zusammenpassen. Die bevorzugte Nahrung gedeiht nach seiner Aussage vermutlich bei derselben Feuchtigkeit am besten wie die Collembolen selbst. Falls dies zutrifft, ist der direkte positive Einfluss einer erhöhten Feuchtigkeit auf die Tierpopulation nicht von der indirekten positiven Auswirkung auf die Tiere durch den Einfluss auf die Nahrungsquellen, also vermutlich vor allem auf die Pilze, zu trennen. Der **Anstieg der Bodenatmung nach Wasserzugabe** in Versuch 5 (Abb. 65) zeigte deutlich, dass die Aktivität von Bakterien und/oder Pilzen, eventuell auch Nematoden, Protozoen usw. durch höhere Feuchtigkeitsgehalte gefördert wurde. Auch SIEDENTOP (1993) fand einen direkten Zusammenhang zwischen Feuchtigkeit und mikrobieller Besiedlung von Streu und stellte indirekte Effekte auf die Collembolen fest. Bei der Analyse von Reagenzglasversuch V zeigt sich, dass dort der Feuchtigkeitsgehalt ebenfalls während des Versuchsverlaufs absank, und zwar so stark, dass sogar nachbefeuchtet wurde. Dennoch waren in Versuch V eine hohe Überlebensrate und hohe Reproduktion der Tiere zu beobachten. Bei Vorhandensein von ausreichenden Nahrungsquellen scheint also ein zusätzliches Befeuchten von nachrangiger Bedeutung zu sein. Eventuell kam das Nachbefeuchten auch gerade rechtzeitig, um ein Einbrechen der Collembolen-Population zu verhindern und einen Reproduktionsschub auszulösen (siehe Kap. 6.2). Weder in Versuch V noch in Versuch IX zeigte sich durch Nachbefeuchten ein eindeutiger Einfluss auf die ohnehin hohen Gesamt- und Pilzkeimzahlen sowie die Dehydrogenaseaktivität.

6.12 pH

Eine Überprüfung des pH-Wertes und des Einflusses von Collembolen auf den pH erschien sinnvoll, da Untersuchungen für verschiedene Tiergruppen gezeigt haben, dass das Artenspektrum im Boden vom pH beeinflusst wird. Eine zusammenfassende Betrachtung findet sich bei LARINK UND JOSCHKO (1999). CROUAE ET AL. (1999) fanden zum Beispiel eine maximale Reproduktion von *F. candida* bei einem pH von 5,2. Bei einem pH-Wert von 6,9 war die Reproduktion signifikant erniedrigt. DUNGER UND FIEDLER (1997) beschrieben auch unterschiedliche pH-Präferenzen für Bakterien, Aktinomyceten und Pilze: Aktinomyceten werden in der Regel durch schwach alkalische bis neutrale, andere Bakterien durch neutrale bis schwach saure, Pilze durch schwach bis stark saure Bedingungen gefördert. HAGVAR (1988) und BECKMANN (1990) fanden einen Zusammenhang zwischen pH und Massenverlust von organischem Material: je niedriger der pH, desto geringer der Massenverlust in einem Mesokosmosversuch mit Waldboden (HAGVAR) bzw. bei der Untersuchung verschiedener Kompostierungsverfahren (BECKMANN).

Bei der Betrachtung der Reagenzglasversuche (Abb. 128-136) zeigte sich, **dass die Collembolen zu einer leichten pH-Erhöhung im Versuchssubstrat führten**. In den Versuchen I, II, III und V (Abb. 133-136) war die Erhöhung **signifikant**. Dabei handelte es sich exakt um die **Versuche mit vorab autoklaviertem Substrat**. Da die Tiere in autoklaviertem Substrat einen besonders deutlichen Einfluss auf die Gesamtkeimzahl hatten, wird vermutet, dass die pH-Erhöhung mit der **Förderung der Bakterien** einhergeht. Auch in der oben schon zitierten Untersuchung von VEDDER ET AL. (1996) war der pH unter Mitwirkung von Meso- und Makrofauna erhöht. HAGVAR (1988) stellte ebenfalls in mehreren Mikrokosmosversuchen mit Waldboden (Rohhumus) durch Collembolenbesatz (Besatzdichte 20 Tiere in 2,3g Boden) nach 12 Monaten in den meisten Versuchsansätzen eine pH-Erhöhung um ca. 0,1 fest. Daneben konnte er einen erhöhten Masseverlust feststellen. Er führte diesen auf direkte Einflüsse der Tiere durch Grazing oder indirekte Einflüsse zurück, wobei nach seiner Einschätzung durch den erhöhten pH möglicherweise die Bedingungen für die Mikroorganismen verbessert wurden. Nach den Ergebnissen der vorliegenden Untersuchung könnte auch umgekehrt die Erhöhung des pH durch die Förderung der Mikroorganismen hervorgerufen worden sein.

Die hier beobachtete, möglicherweise durch die Förderung der Bakterien hervorgerufene, pH-Veränderung durch die Collembolen war äußerst gering, so dass damit vermutlich keine nennenswerte Auswirkung auf die Bodenbiozönose verbunden war.

In den Weckglas- und Röhrenversuchen (Abb. 123-127) war kein eindeutiger Einfluss der Collembolen auf den pH erkennbar. Möglicherweise ist der Unterschied zu den Reagenzglasversuchen auf die insgesamt geringeren Gesamt- und Pilzkeimzahlen zurückzuführen.

6.13 Betrachtung der Collembolenarten im Vergleich

In dieser Arbeit wurden in der Mehrzahl der Versuche *F. candida*-Individuen als Versuchstiere eingesetzt. Streng genommen können aus diesen Versuchen also nur Erkenntnisse über Wirkungen von *F. candida* im Boden abgeleitet werden. Generell besteht großes Interesse an *F. candida*, da für *F. candida* ein standardisierter Toxizitätstest (ISO 1999) entwickelt wurde. Dieser findet nicht nur im Zulassungsverfahren für Pflanzenschutzmittel, sondern auch im Zusammenhang mit der Überprüfung anderer umweltrelevanter Stoffe Anwendung (CROMMENTUIJN 1994, WEFRINGHAUS 2002, SMIT 1997, HEUPEL 2002, PHILIPPS ET AL. 2004, FOUNTAIN UND HOPKIN 2001, 2004a, 2004b, siehe auch Review von FOUNTAIN UND HOPKIN 2005). Daneben gibt es eine Vielzahl von weiteren Untersuchungen zum Einfluss von Umweltchemikalien auf *F. candida* (z.B. BRUUS PEDERSEN 1999). Die Begründung dafür, dass gerade *F. candida* als Testtier verwendet wird, liegt vor allem in der guten Züchtbarkeit

(hohe Reproduktionsrate, umfangreiche Erfahrungen mit Laborzuchten). Nach der Einschätzung von FOUNTAIN UND HOPKIN (2005) ist damit zu rechnen, dass *F. candida* noch viele weitere Jahre lang als „Standard“-Testtier eingesetzt werden wird. Sie halten *F. candida* für repräsentativ, da die Art weit verbreitet ist und auf die meisten Chemikalien im Vergleich mit anderen Collembolenarten relativ sensibel reagiert. Ergänzende Untersuchungen zur Funktion von *F. candida* im Boden, auch im Vergleich mit anderen Arten, erscheinen vor diesem Hintergrund sinnvoll.

Um zu überprüfen, ob die Effekte anderer Collembolenarten im Boden mit denen von *F. candida* zu vergleichen sind, wurden in mehreren Versuchen auch andere Arten als Versuchstiere verwendet. Nach BEARE ET AL. (1992) weisen funktionell ähnliche Organismen häufig unterschiedliche Toleranzbereiche bezüglich bestimmter Umweltparameter sowie ihrer physiologischen Ansprüche und Mikrohabitatpräferenzen auf. Daraus lässt sich auch ableiten, dass unterschiedliche Arten im selben Habitat möglicherweise unterschiedliche Funktionen im Ökosystem erfüllen. Auch CRAGG UND BARDGETT (2001) stellten fest, dass nicht die Anzahl der Arten oder die Artendiversität entscheidend ist für Streuabbau, Förderung mikrobieller Aktivität und Freisetzung von organischem Kohlenstoff und Nitrat, sondern allein die Artenzusammensetzung der Collembolengesellschaft. MEBES (1998) stellte Unterschiede des Einflusses verschiedener Collembolenarten auf die Nitratauswaschung fest und vermutete diese auch für den Streuabbau.

Nach der Klassifizierung von GISIN (1943) und BOCKEMÜHL (1956) sind *F. candida* und *S. coeca* als euedaphische, *P. minuta* und *X. corticalis* als hemiedaphische Arten einzustufen. Sowohl *F. candida* als auch *S. coeca* besitzen jedoch auch Merkmale hemiedaphischer Arten (Sprunggabel, gefiederte Borsten bei *S. coeca*), so dass einige Autoren *F. candida* dem Hemiedaphon zurechnen (z.B. HEUPEL 2002). Im Freiland sind hemiedaphische Arten mikroklimatischen Veränderungen stärker ausgesetzt als die in tieferen Bodenschichten lebenden euedaphischen Arten (HEIMANN-DETLEFSEN ET AL. 1994). Nach DUNGER (1992) reagiert deshalb das Euedaphon langsamer auf Umweltveränderungen als das Hemiedaphon. Im vorliegenden Laborversuch waren die Tiere jedoch weitgehend konstanten Umweltbedingungen ausgesetzt. Eine Ausnahme bildet die Bodenfeuchtigkeit. Die Austrocknung der Substrate während der Versuchsdauern hat möglicherweise unterschiedliche Auswirkungen auf die Arten. *X. corticalis* ist vermutlich die trockenheitsresistenteste der vier Arten. Dies zeigte sich in den Zuchten: *X. corticalis* war die einzige Art, die bei schlecht schließenden Deckeln benachbart stehende Zuchtgefäße anderer Arten besiedeln konnte. Laut FOUNTAIN UND HOPKIN (2005) ist jedoch auch *F. candida* außerordentlich resistent gegen Austrocknung.

Xenylla corticalis wurde in Versuch 1 (Abb. 63 und 64) parallel zu ***Folsomia candida*** getestet. Im Rahmen dieses Versuches wurden lediglich Atmungsmessungen durchgeführt. Von beiden Arten wurden je 100 Individuen pro 100g Substrat eingesetzt. Beide Arten führten im Vergleich mit der tierfreien Variante zu einer signifikanten Atmungserhöhung. Der Verlauf der Atmungskurven ist sehr ähnlich (Abb. 63), die CO₂-Ausstoß-Summenkurven (Abb. 64) und damit der Gesamt-CO₂-Ausstoß sind fast identisch. Auch der Wilcoxon-Rangsummentest (siehe Kap. 10.4.1) zeigt keine signifikanten Unterschiede zwischen *Xenylla corticalis* und *F. candida* im Hinblick auf die Atmung.

In Versuch II (Abb. 71 und 72) wurden ***F. candida*** und ***P. minuta*** miteinander verglichen. Bei beiden Arten handelt es sich um Isotomiden, *F. candida* wird eher als euedaphisch, *P. minuta* als hemiedaphisch eingestuft. Zusammenfassend lassen sich zwischen den Effekten von *F. candida* und *P. minuta* eher quantitative als qualitative Unterschiede feststellen. Signifikante Unterschiede (siehe Kap. 10.4.1) ergaben sich im Hinblick auf den pH (Abb. 136) und die Gesamtkeimzahl (Abb. 18). Beide Parameter wurden durch beide Tierarten fast durchgängig erhöht und zwar durch *P. minuta* stärker als durch *F. candida*.

Der pH war durch *P. minuta* ab der 2. Untersuchungswoche stärker erhöht als durch *F. candida*. In diesem Zusammenhang ist interessant, dass *P. minuta* mit pH 7,2 ein deutlich höheres pH-Optimum besitzt als *F. candida* (HUTSON 1978b). Es stellt sich die Frage, **ob die Tiere, möglicherweise über die Förderung bestimmter Mikroorganismen, in der Lage sind, in bestimmten Grenzen den pH ihrer Umgebung selbst zu beeinflussen.**

Die Gesamtkeimzahl stieg in den Versuchsansätzen mit *P. minuta* eher an als bei *F. candida* und blieb über die gesamte Versuchsdauer von 6 Wochen deutlich höher.

Die Pilzkeimzahl erreichte in der Variante mit *P. minuta* nach 6 Wochen einen ganz besonders hohen Wert.

Die Dehydrogenaseaktivität wurde durch beide Arten an einigen Terminen erniedrigt, an anderen erhöht. Insgesamt war sie bei *P. minuta*-Besatz etwas niedriger als bei *F. candida*-Besatz.

P. minuta besitzt eine geringere Körpergröße und damit geringere Biomasse als *F. candida*. In den Zuchten hatte es sich gezeigt, dass *P. minuta* eine geringere Reproduktionsrate besitzt als *F. candida*. Nach MASSOUD UND BETSCH-PINOT (1974) ist eine kollektive Oviposition zu beobachten. Laut HUTSON (1978b) legt ein Weibchen bei optimalem pH von 7,2 durchschnittlich 42 Eier und hat eine Lebenserwartung von 143 Tagen. Das Temperaturoptimum liegt laut SPAHR (1983) bei 16°C, also unter der hier vorgegebenen Temperatur. Es ist erstaunlich, dass trotz der für *P. minuta* im Vergleich zu *F. candida* schlechteren Lebensbedingungen, der vermutlich geringeren Reproduktion und der geringeren Biomasse, *P. minuta* auf die Dehydrogenaseaktivität ähnliche Effekte, auf die Gesamt- und Pilzkeimzahl sowie auf den pH sogar weit stärkere Effekte ausübt als *F. candida*. Über eine Ursache des höheren Einflusses auf die Bakterien- und Pilzkeimzahl lässt sich nur spekulieren. Möglicherweise förderte die hemiedaphische *P. minuta* die Ausbreitung der Sporen durch stärkere Vertikalbewegung im Substrat stärker als die euedaphische *F. candida*. Versuch IX hat deutlich gezeigt, dass Collembolen in autoklaviertem Substrat für eine Ausbreitung der Mikroorganismen von oben nach unten sorgen. Vertikalwanderungen von Collembolen im Boden wurden schon von HÜTHER (1961) nachgewiesen. Eventuell zeigte *P. minuta* eine im Vergleich zu *F. candida* höhere Mobilität im Substrat, da sie sich oberhalb ihres Temperaturoptimums befand und trug dadurch stärker zur Verbreitung von Sporen bei. Oder sie zeigte aus denselben Gründen eine intensivere Stoffwechselaktivität und beeinflusste dadurch Bakterien und Pilze stärker als *F. candida*. Vielleicht gibt es auch Unterschiede in der Akzeptanz der Bodenpilze. THIELE (1989) und DRAHEIM (1992) stellten allerdings nur geringe Unterschiede im Nahrungswahlverhalten zwischen *F. candida* und *P. minuta* fest. Möglicherweise bestehen die Unterschiede auch in der Art der Beweidung. KAMPICHLER ET AL. (2004) stellten einen gegenüber *F. candida* geringeren Einfluss von *P. minuta* auf das Mycelwachstum des Basidiomyceten *Hypholoma fasciculare* fest.

In Versuch X (Abb. 215-221) wurde der Effekt von *Xenylla corticalis* und *Sinella coeca* auf verschiedene Parameter miteinander verglichen. Signifikante Unterschiede zwischen beiden Arten ergaben sich beim pH und beim Nitratgehalt (siehe Kap. 10.4.1). Die Gesamtkeimzahl unterschied sich nicht signifikant, die zeitliche Entwicklung der Gesamtkeimzahl verlief jedoch unterschiedlich (siehe Abb. 15 oder 215): in der Variante mit *Xenylla corticalis* wurden eher höhere Werte erreicht, die Zahl sank dann wieder und stieg erneut an. In der Variante mit *Sinella coeca* stieg die Gesamtkeimzahl etwas langsamer an, erreichte aber einen höheren Maximalwert und fiel anschließend kräftiger ab. Insgesamt war der Verlauf aber ähnlich und ähnelte auch dem Verlauf der Gesamtkeimzahl im Substrat ohne Tiere. Auch Pilzkeimzahlen Abb. 33 oder 216) und Dehydrogenaseaktivität (Abb. 55 oder 217) entwickelten sich bei beiden Varianten unterschiedlich, ohne über die gesamte Dauer einen signifikanten Unterschied zu ergeben. Die Dehydrogenaseaktivität erreichte bei Einsatz von *S. coeca* ihr Maximum schon zu Beginn der Untersuchungsreihe, also in den ersten beiden

Wochen. Bei Besatz mit *X. corticalis* wurde das Maximum erst nach 3 Wochen erreicht, es war niedriger, der Wert fiel dann weniger ab, als in der Variante mit *Sinella coeca*.

Auch hier lässt sich über die möglichen Ursachen für die Unterschiede nur spekulieren. 1. FROMM (1997) hat ebenfalls beobachtet, dass unterschiedliche Arten die Nitratfreisetzung unterschiedlich beeinflussen können. Dies kann mit unterschiedlichen Nahrungspräferenzen zusammenhängen. 2. In den Zuchten wurde beobachtet, dass *X. corticalis* außerordentlich mobil ist. Dies wurde auch von THIMM (1993) bestätigt. So konnte möglicherweise zu Versuchsbeginn eine schnellere Ausbreitung von Mikroorganismen durch *X. corticalis* erfolgen. Der Körper von *S. coeca* ist dagegen mit gefiederten Borsten bedeckt. Die Körperanhänge bieten eine deutlich größere Anheftungsmöglichkeit für Sporen, so dass eventuell mehr Sporen übertragen werden konnten. Durch den stärkeren Anstieg der Keimzahlen waren die Ressourcen dann schneller erschöpft und die Keimzahlen fielen deutlich ab. 3. Eine andere Erklärungsmöglichkeit für die Unterschiede zwischen den Arten ist die größere Trockenheitsresistenz von *X. corticalis*. Die Feuchtigkeit sank zum Versuchsende auf ca. 40% der maximalen Wasserkapazität, was die Entwicklung von *Sinella coeca*, ebenso wie auch die der Mikroorganismen, negativ beeinflusst haben könnte und was sich auch im Abfall der Dehydrogenaseaktivität in allen Varianten zu zeigen scheint. 4. Unter diesen Bedingungen könnte *Sinella coeca* zu einem Overgrazing-Effekt hinsichtlich der Bakterien geführt haben. Erstaunlich ist, dass bei *Xenylla corticalis* offenbar kein Overgrazing der Bakterien zu beobachten war. Allerdings muss erwähnt werden, dass durch die Beimpfung eine hohe Pilzdichte als Nahrungsangebot zur Verfügung stand. Auch diese Hypothese lässt auf unterschiedliche Nahrungspräferenzen der beiden Arten schließen.

Insgesamt bleibt festzuhalten, dass für einige Parameter (zum Teil signifikante) Unterschiede zwischen den Arten festgestellt wurden. Diese Unterschiede waren zum Teil qualitativer, zum Teil quantitativer Art. Um die Hintergründe für diese Unterschiede endgültig zu klären, reichen die hier durchgeführten Untersuchungen nicht aus.

6.14 Vergleich der unterschiedlichen Besatzzahlen

Da in einigen Versuchen eine geringe Überlebensrate und Reproduktion der Tiere festgestellt wurde, soll in diesem Kapitel kurz auf die Unterschiede zwischen verschiedenen Besatzdichten eingegangen werden.

Es wäre denkbar, dass sich in den verschiedenen Versuchsansätzen mit Tierbesatz unabhängig von der Collembolendichte bei Versuchsbeginn ein einheitliches Populationsniveau einstellt, dass von den jeweiligen Lebensbedingungen abhängt. Nach den in den vorangegangenen Kapiteln geschilderten Erkenntnissen sind dies in erster Linie vermutlich Nahrungsangebot und Bodenfeuchtigkeit, gegebenenfalls auch Vorhandensein von räuberischen Milben.

Vor diesem Hintergrund ist es denkbar, dass sich auch die unterschiedliche Wirkung verschiedener Besatzdichten auf die untersuchten Parameter nivellieren könnte.

Zunächst sollen die Atmungsmessungen betrachtet werden.

In Versuch 1 (Abb. 63, 64; Kap. 10.4.1) zeigte sich im Rahmen der Atmungsmessungen ein signifikanter Unterschied zwischen Besatz mit 100 und 200 *F. candida* in 100g Boden. Dabei erhöhten 100 Tiere die Atmung signifikant, während 200 Tiere die Atmung signifikant erniedrigten. Die Überlebensrate wurde nicht überprüft. In den Versuchen 2, 3 und 5 (Abb. 71-74, 65, 66; Kap. 10.4.1) wurden keine signifikanten Unterschiede der Atmung bei unterschiedlichen Besatzdichten zu Versuchsbeginn festgestellt, bei nachgewiesenermaßen geringer Überlebensrate und Milbenvorkommen in den Versuchsansätzen 2 und 5. In Versuch 6 (Abb. 77, 78; Kap. 10.4.1) ergab sich lediglich zwischen Besatz mit 80 und 200 *F.*

candida ein signifikanter Unterschied in der Atmungsrate, wobei die mittlere Besatzdichte bei Versuchsabschluss 23 bzw. 10,5 betrug. In Versuch 7 (Abb. 67, 68; Kap. 10.4.1) gab es signifikante Unterschiede zwischen Besatz mit 20, 40 oder 100 *F. candida*. Die Variante mit 200 Tieren unterschied sich nur von der tierfreien Variante signifikant, wobei die Überlebensraten nicht bekannt sind. In Versuch 8 waren die Tierdichten bei Versuchsabschluss in allen Varianten einschließlich der eigentlich tierfreien fast identisch. Lediglich die Variante mit ursprünglich 200 Tieren war bei Versuchsende etwas stärker besiedelt. Dennoch ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen der Variante mit 20 Tieren und allen anderen Besatzdichten (Abb. 79, 80; Kap. 10.4.1). Insgesamt waren die Besatzdichten etwas höher als in den Versuchen 2, 3 und 5. Auch in den Versuchen 9 und 10 (Abb. 83-86; Kap. 10.4.1) gab es zwischen einigen Besatzdichten signifikante Unterschiede in der Atmungsrate. In Versuch 11 (Abb. 69, 70; Kap. 10.4.1) zeigte sich kein signifikanter Unterschied zwischen den Atmungsraten bei unterschiedlichen Besatzzahlen, in Versuch 12 war der Unterschied zwischen 100 und 200 Tieren signifikant (Abb. 81, 82; Kap. 10.4.1).

Lediglich in Versuch III (Abb. 232-237; Kap. 10.4.1) wurde der differentielle Einfluss unterschiedlicher Collembolenzahlen (20, 50 und 100 Tiere in 100g Boden) auf eine Reihe von weiteren Parametern untersucht. Das Bild ist uneinheitlich: Die Gesamtkeimzahl und der organische C-Gehalt wurden durch verschiedene Tierbesatzzahlen nicht signifikant unterschiedlich beeinflusst. Die Pilzkeimzahl unterschied sich signifikant zwischen Besatz mit 20 und 50 Tieren. Die Dehydrogenaseaktivität unterschied sich signifikant zwischen Besatz mit 50 und 100 Tieren. Der Nitratgehalt unterschied sich signifikant zwischen Besatz mit 20 und 100 Tieren, der pH unterschied sich sowohl zwischen 20 und 100 als auch zwischen 50 und 100 Tieren signifikant.

Der Nachweis der Signifikanzen bezieht sich auf eine Summenbetrachtung der Einflüsse der Tiere. Effekte der Tiere, die einen unterschiedlichen zeitlichen Verlauf, zum Beispiel der Gesamtkeimzahl, verursacht haben, werden dabei vernachlässigt. Betrachtet man beispielsweise den Verlauf der Gesamtkeimzahl in Versuch III, scheint sich ein deutlicher Unterschied durch die 3 Besatzdichten zu zeigen, obwohl dieser sich mit dem Wilcoxon-Rangsummentest nicht statistisch absichern ließ.

Insgesamt lässt sich zusammenfassen, dass **unterschiedliche Besatzdichten verschiedene Bodenparameter in dieser Untersuchung durchaus unterschiedlich beeinflusst haben**. Selbst in Fällen, in denen bei Versuchsende die Individuenzahlen angeglichen waren, konnten dennoch Unterschiede festgestellt werden. Möglicherweise üben die Tiere auch durch eine kurzzeitige Anwesenheit im Substrat einen Einfluss aus, indem sie Sporen übertragen oder Mikroorganismen durch Fraß selektiv beeinflussen. Diese Effekte zeigen offenbar über die Lebensdauer der Tiere hinaus Wirkung.

6.15 Vergleich der unterschiedlichen Substrate

Alle drei verwendeten Substrate weisen relativ hohe Schluff- und Sandanteile auf. Nach RÖSKE UND LARINK (1990) sind damit in der Regel die besten Lebensbedingungen für Collembolen verbunden, da die Tiere auf eine Mindestporengröße von etwa 50µm angewiesen sind. NAGLITSCH postulierte schon 1961, dass ausreichend große luftgefüllte Poren als Lebensraum eine wichtige Voraussetzung für die Abundanz von Bodenarthropoden sind. Nach MÜLLER UND RAUHE (1959) und NAGLITSCH (1961) sind deshalb makroporenreichere Sandböden dichter besiedelt als Lehmböden.

Aus dem Vergleich der Mittelwerte der Atmungsraten lässt sich schließen, dass bei Verwendung des Substrates der Sickter Versuchsfläche die geringsten Atmungsraten festzustellen waren, beim Substrat der Braunschweiger Versuchsfläche eine deutlich höhere

Atmungsrate und bei Verwendung des Substrates 2.1 von der LUFA die höchste Atmungsrate.

Der Braunschweiger Boden zeigte die geringste, der Sickter Boden die höchste Dehydrogenaseaktivität, Substrat 2.1 von der LUFA zeigte eine mittlere Dehydrogenaseaktivität. Dies entspricht nicht der Rangfolge, die bei der Untersuchung der Respirationsraten der Böden festgestellt wurde.

Der Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff war im LUFA-Substrat am geringsten, im Sickter Substrat am höchsten, das Braunschweiger Substrat zeigt intermediäre Werte.

Ein direkter Vergleich der Substrate erfolgte nur in Versuch III (Abb. 232-237) zwischen Sickter und Braunschweiger Boden. In diesem Versuch zeigten sich signifikante Unterschiede in der Pilzkeimzahl und im pH der beiden Böden. Gesamtkeimzahl, Dehydrogenaseaktivität, organischer Kohlenstoffgehalt und Nitratgehalt unterschieden sich nicht signifikant (Kap. 10.4.1). Der Einfluss von 50 *F. candida*-Individuen unterschied sich in beiden Böden nur hinsichtlich der Dehydrogenaseaktivität: in Braunschweiger Substrat erhöhen die Tiere Gesamtkeimzahl und pH signifikant, in Sickter Substrat erhöhen sie Gesamtkeimzahl, pH und Dehydrogenaseaktivität signifikant. Alle anderen Parameter wurden in keinem der beiden Substrate signifikant verändert.

6.16 Betrachtung der Versuche mit zugesetztem organischem Material

Zur Erhaltung der Fruchtbarkeit der Böden sollen (z.B. laut MINISTERIUM FÜR LANDWIRTSCHAFT, UMWELTSCHUTZ UND RAUMORDNUNG DES LANDES BRANDENBURG 2000) alle Möglichkeiten zur Reproduktion der organischen Substanz ausgeschöpft werden. Neben der Strohdüngung kommt dabei zum Beispiel der Gründüngung und dem Anbau von Leguminosen erhebliche Bedeutung zu. Da Halmfrüchte auf einem großen Teil der deutschen Ackerflächen angebaut werden, kann durch die Verwertung des dabei anfallenden Stroh ein entscheidender Beitrag zur Reproduktion der organischen Substanz geleistet werden.

Laut KÜHNELT (1950) ist für die Geschwindigkeit des Abbaus organischer Substanz vor allem das C/N-Verhältnis von ausschlaggebender Bedeutung. Ist der Stickstoffgehalt gering, stellt dieser für die an der Zersetzung beteiligten Organismen den limitierenden Faktor dar. Nach BODE (1998) haben das C/N-Verhältnis, der Lignin- und der Polyphenol-Gehalt einen großen Einfluss auf die Zersetzungsraten. Nach DRURY ET AL. (1991) fördert ein enges C/N-Verhältnis die mikrobiellen Aktivitäten, nach GUPTA (1994) bevorzugen Collembolen Ernterückstände mit engem C/N-Verhältnis.

Die Ursache für die limitierende Bedeutung des C/N-Verhältnisses für den Abbau liegt im Unterschied zum C/N-Verhältnis der abbauenden Organismen. Verschiedene Autoren geben als mittleres C/N-Verhältnis von Pilzen 1:10 und von Bakterien 1:4-5 an (HUNT ET AL. 1987, HASSINK 1994). Bei der Verwertung organischer Substanz wird ein Teil des Kohlenstoffs veratmet, ein anderer Teil wird in zelleigene Substanz umgewandelt. Bei organischem Material mit weitem C/N-Verhältnis bedeutet dies, dass die kolonisierenden Mikroorganismen exogenen Stickstoff aus dem Boden in ihre Proteine, Zellwände usw. einbauen müssen (BOCOCK 1964, ANDERSON 1973, BACON 1979, HARRIS UND GROSSBARD 1979, LYNCH 1985). Ein weites C/N-Verhältnis des abzubauenen Substrates hat deshalb eine N-Immobilisierung im Boden zur Folge. (KICK UND MASSEN 1976). Laut FRANKENBERGER UND ABELMAIGD (1985) beträgt der „kritische“ C/N-Wert etwa 19.

Bei der Analyse unterschiedlicher Effekte durch den Einsatz der verschiedenen organischen Substanzen müssen neben dem C/N-Verhältnis weitere Inhaltsstoffe berücksichtigt werden. Ein hoher Gehalt an wasserlöslichen Substanzen erleichtert die Zersetzung, ein hoher Ligninanteil erschwert sie. Generell verläuft der Abbau organischen Materials im Boden in zwei

Phasen: Zunächst werden wasserlösliche Substanzen ausgewaschen und niedermolekulare Kohlenhydrate abgebaut. Schwerer abbaubare Substanzen (z.B. Zellulose, Lignin) müssen erst durch komplexe Enzymsysteme spezieller Mikroorganismen zerlegt werden, bevor sie aufgenommen und metabolisiert werden können (FROMM 1997).

Roggenstroh (*Secale cereale* L.) besitzt ca. 40% Zellulose, 39% Hemizellulosen, 13% Lignin, 1% Protein, 6% wasserlösliche Substanzen, 1% etherlösliche Substanzen (LYNCH 1979). Die Zellwände sind verdickt, die Zellinhalte minimal, dadurch ist der Proteingehalt gering und entsprechend auch der Stickstoffanteil im Pflanzengewebe (BACON 1979). Strohzugaben erfolgten in den Versuchen 11, 12 und VIII.

Maisblatt (*Zea mays* L. ssp. *mays*) enthält ca. 18% Zellulose, 31% Hemizellulosen, 19% Lignin, 5% Protein, 26% wasserlösliche Substanzen, 2% etherlösliche Substanzen (LYNCH 1979). Der Proteingehalt ist deutlich höher als bei Roggenstroh. Auch der Stickstoffgehalt ist höher als bei Stroh, jedoch geringer als bei Luzerne. Nach Ergebnissen von MEBES (1999) werden Erntereste von Mais aufgrund ihres weiten C/N-Verhältnisses nur langsam abgebaut und weisen eine geringe Besiedlung durch Mikroorganismen auf, wodurch sie eine minderwertige Nahrungsquelle für Collembolen darstellen. Maisblattzugaben erfolgten in den Versuchen 11, 12 und VIII.

Luzerne (*Medicago sativa* L., englische Bezeichnung: Alfalfa) besitzt einen Proteingehalt von ca. 20% des Frischgewichtes und dementsprechend einen hohen Stickstoffgehalt. Daneben ist Luzerne reich an leicht verfügbaren Mineralstoffen und Vitaminen. Luzerne wird zur Stickstofffixierung (Knöllchenbakterien) sowie als Futterpflanze angebaut. Luzernemehlzugaben erfolgten in den Versuchen 4, 11, 12 und VIII.

Die **Gesamtkeimzahl** wurde durch die organischen Zusätze erhöht (siehe Versuche 11 und 12; Abb. 6,7). Die Abstufung dabei war in Versuch 11: Mais < Stroh < Luzerne (mit einem geringen Unterschied zwischen Mais und Stroh), in Versuch 12: Stroh < Mais < Luzerne. In Versuch VIII (Abb. 14) zeigte sich eine entsprechende Abstufung der Gesamtkeimzahl vor allem in den tierbesetzten Ansätzen. Insgesamt hat also Luzerne eine besonders deutlich erhöhende Wirkung auf die Gesamtkeimzahl, was vermutlich mit der besonders guten Abbaubarkeit zusammenhängt.

Die Abstufung der **Pilzkeimzahl** betrug in Versuch 11 und 12 (Abb. 24, 25): Mais < Stroh < Luzerne, in Versuch VIII (Abb. 32): Stroh < Mais < Luzerne. Auch die Pilzkeimzahl wurde also durch Luzerne am stärksten erhöht. Die Tiere erhöhen offenbar in den Luzerne-Varianten die Pilzkeimzahl zusätzlich, während sie sie in den anderen Varianten erniedrigen. Durch die erhöhte Pilzkeimzahl bei Luzernezugabe wird offenbar ein „Overgrazing“ vermieden. In Versuch VIII zeigte sich, dass die Luzerne vor allem in den ersten zwei Wochen nach Versuchsbeginn die Pilzkeimzahl deutlich gegenüber den anderen Varianten erhöhte. Dies ist vermutlich durch die leichte Verfügbarkeit der Nährstoffe zu erklären. Zu beachten war eine mögliche Wirksamkeit der in der Luzerne enthaltenen Saponine gegen manche Pilze (http://www.innovations-report.de/html/berichte/medizin_gesundheit/bericht-3417). SONODA (1978) stellte einen lytischen Effekt von Luzerne auf Mycelien von *Sclerotium rolfsii* fest. In der vorliegenden Untersuchung wurde jedoch kein negativer Einfluss der Luzernezugabe auf die Pilzkeimzahl festgestellt, die Pilzkeimzahlen bei Luzernezugabe waren mindestens ebenso hoch, zum Teil sogar deutlich höher als bei Zusatz von Stroh oder Mais.

Die **Dehydrogenaseaktivität** wurde durch die organischen Materialien deutlich erhöht (siehe Abb. 49). Die Abstufung war Luzerne < Stroh < Mais (Versuch 11; Abb. 47) bzw. Stroh < Luzerne < Mais (Versuch 12; Abb. 48), wobei der Unterschied zwischen Luzerne und Mais in Versuch 12 gering war. In Versuch VIII (Abb. 54) zeigte sich in den tierfreien Varianten eine Abstufung Stroh < Mais < Luzerne. Dabei wurde deutlich, dass in der Luzernevariante der Tierbesatz die Dehydrogenaseaktivität vor allem zu Versuchsbeginn deutlich zusätzlich erhöhte. Auch bei Maisblattzugabe wirkte der Tierbesatz stark erhöhend auf die

Dehydrogenaseaktivität, insgesamt etwas später, dann aber auf gleich bleibendem Niveau im Versuchsverlauf. Bei Strohzugabe war die Dehydrogenaseaktivität am niedrigsten, wurde jedoch ebenfalls durch die Tiere erhöht. Die in Versuch VIII erkennbare Abstufung und auch die Unterschiede im zeitlichen Verlauf entsprechen der Abstufung in der Abbaubarkeit der Substrate.

Die **Atmungsrate** wurde in den Versuchen 4 (Abb. 75, 76), 11 und 12 (Abb. 81, 82) durch den Zusatz aller drei organischen Materialien erhöht (siehe auch Abb. 62), in Versuch 11 sogar so deutlich, dass eine Erfassung nicht möglich war. Aus Versuch 12 lässt sich eine Abstufung Stroh < Luzerne < Mais ablesen, wobei die Erhöhung durch Stroh äußerst gering ist. Dies hängt vermutlich mit der schlechten Abbaubarkeit von Stroh durch den hohen Gehalt an Zellulosen, Hemizellulosen und Lignin und den geringen Stickstoffgehalt zusammen.

In den Versuchen 11 (Abb. 89) und 12 (Abb. 90) zeigte sich, dass durch den Zusatz von Stroh, Luzerne oder Maisblatt in den tierfreien Varianten der Gehalt an **organisch gebundenem Kohlenstoff** erhöht wurde, wobei die Unterschiede gering waren.

Stroh-Zusatz erniedrigte den **Nitratgehalt** des Substrates, Maisblatt erhöht ihn etwas, Luzerne erhöht ihn deutlicher (Versuch 12; Abb. 99). Diese Abstufung entspricht dem unterschiedlichen Stickstoff-Gehalt des zugesetzten Materials. Beim Abbau von Stroh entziehen die abbauenden Mikroorganismen der Umgebung Nitrat. Collembolenbesatz erhöhte bei allen drei Zusätzen organischer Substanz den Nitratgehalt im Boden.

Die Erhöhung von Gesamtkeimzahl, Pilzkeimzahl (vor allem bei Luzernezugabe in Versuch 12), Dehydrogenaseaktivität und Atmung erfolgt vermutlich zum einen durch den Eintrag von Keimen über das organische Material, vor allem jedoch durch die Förderung der vorhandenen Bakterien und Pilze durch die zusätzliche organische Substanz. Die Unterschiede im Stickstoffgehalt und in der Abbaubarkeit der Substrate schlagen sich dabei in den gemessenen Parametern nieder.

Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass unter Zugabe von organischen Substanzen sowohl die Dehydrogenaseaktivität und die Bodenatmungsrate als auch Nitrat-Gehalt und Gehalt an organischem Kohlenstoff durch Collembolen modifiziert werden. Damit lässt sich darauf schließen, **dass Stoffumsetzungsprozesse unter Einwirkung von Collembolen verändert ablaufen**. Untersuchungsergebnisse verschiedener Autoren zum Thema Streuabbau bestätigen diese These (HOUSE UND STINNER 1987, SIEDENTOP 1993, VEDDER ET AL. 1996, VREEKEN-BUIJS 1998).

6.17 Vergleich der eingesetzten Pilze

In den Versuchen I bis X wurde das Versuchssubstrat mit den zwei Bodenpilzen *V. nigriscens* und *H. burtonii* beimpft.

Viele Autoren haben festgestellt, dass Collembolen Pilze selektiv beweiden. Nach EK ET AL. (1994) ist die Bevorzugung bestimmter Pilze abhängig von der Collembolenspezies und vom Standort. MARAUN ET AL. (2003) kamen in einem Review zu dem Schluss, dass Collembolen, ebenso wie viele andere pilzfressende Bodentiere, meist dunkel pigmentierte Pilze bevorzugen. In tieferen Bodenschichten vermuten sie allerdings eher Generalisten, da die geringere Bewegungsfähigkeit die Nahrungswahlmöglichkeiten für euedaphische und hemiedaphische Tiere einschränkt. MACMILLAN untersuchte 1976 die Nahrungswahl von *Onychiurus armatus*, indem er 18 Hefen und 14 weitere Pilze als Nahrung anbot. Bestimmte Pilze wurden bevorzugt. Er stellte allgemein eine Präferenz von Sporen gegenüber Pilzhyphe fest. Eine artspezifische Präferenz bestimmter Pilze bei der Nahrungswahl stellten auch HEINTGES (1988), THIELE (1989, 1990), DRAHEIM (1992), THIMM UND LARINK (1993) und

THIMM (1993) fest. PARKINSON ET AL. (1977, 1979) beobachteten, dass selektives Abweiden von Pilzen durch *Onychiurus subtenuis* wichtige Effekte auf das Wachstum von Pilzen hatte und dabei auch zur Veränderung der Arten-Dominanz führte. VARGA ET AL. (2002) berichteten, dass die Häufigkeiten verschiedener Pilzsporen im Darm von *Tomocerus longicornis* und *Orchesella cincta* sich deutlich von der Häufigkeit im Lebensraum der Collembolen (Moos) unterschieden.

In der vorliegenden Untersuchung wurden jedoch keine Unterschiede zwischen der Beimpfung mit *V. nigriscens* und *H. burtonii* festgestellt. Beide Pilze führten zu Erhöhungen von Pilzkeimzahlen und Gesamtkeimzahlen. Beimpfung mit *H. burtonii* erhöhte die Überlebensrate von *F. candida* deutlich. Die Überlebensrate in den *Verticillium*-Varianten wurde leider nicht überprüft. Die Nahrungswahlversuche von THIELE (1989) lassen aber vermuten, dass auch in diesen Varianten die Collembolen gefördert wurden. CURL ET AL. legten 1988 eine Untersuchung vor, aus der zu entnehmen ist, dass z.B. auch *Verticillium dahliae* durch Collembolen beweidet wird.

6.18 Vergleich der Ergebnisse der einzelnen Messparameter

Zwischen den Parametern Atmungsmessung und Dehydrogenaseaktivität, die die biologische, vor allem mikrobiologische Aktivität kennzeichnen sollen, wurden in drei von acht Versuchen signifikante Korrelationen festgestellt.

Die Gesamtkeimzahl war in zwei Versuchen mit der Dehydrogenaseaktivität korreliert, in einem Versuch mit der Basalatmung.

In drei Versuchen war die Gesamtkeimzahl mit dem Collembolenbesatz bei Versuchsbeginn korreliert. Die Dehydrogenaseaktivität war in zwei Versuchen mit dem Collembolen-Anfangsbesatz korreliert.

Weitere Korrelationen zwischen den Parametern wurden lediglich in einzelnen Versuchen festgestellt.

Mögliche Gründe für geringe Korrelation zwischen Atmungsrate und Dehydrogenaseaktivität

Auch BODE stellte 1998 nur lose Beziehungen zwischen verschiedenen mikrobiologischen Untersuchungsgrößen (Bestimmung des mikrobiell gebundenen Kohlenstoffs und Stickstoffs aus Fumigation-Extraktion, Bestimmung des mikrobiell gebundenen Kohlenstoffs aus substratinduzierter Respiration, Basalatmung, Argininammonifikation, β -Glucosidase) fest. Sie führte dies auf unterschiedliche Ursprünge und physiologische Funktionen der Parameter zurück. Laut NANNIPIERI ET AL. (1990) korrelieren Enzymaktivitäten im Allgemeinen nicht mit Atmungsraten oder mikrobieller Biomasse, da sie nie den gesamten Level mikrobieller Aktivität im Boden widerspiegeln.

Mögliche Gründe für geringe Korrelation zwischen Keimzahlen und Dehydrogenaseaktivität sowie Atmungsrate

Bei der Bestimmung der Gesamtkeimzahl werden nur die Bakterien erfasst, die mit der verwendeten Methode aus dem Boden extrahierbar sind, die teilungsfähig sind und die auf dem verwendeten Medium wachsen können (siehe Kap. 6.3). Dasselbe gilt übertragen auf die Pilzkeimzahl für die Pilze. Beide Methoden unterschätzen also deutlich die tatsächlich im Boden vorhandenen Bakterien- und Pilzzahlen. Ein Rückschluss auf Biomassen oder Aktivität ist nicht möglich. Die nach der verwendeten Methode ermittelten Keimzahlen sollten

nicht als absolute Werte betrachtet werden, sondern nur als Anhaltspunkte für die tatsächlichen Zahlen dienen und beim Vergleich der Varianten Hinweise auf Unterschiede geben. Eine Korrelation mit Aktivitätsmessungen ist vor diesem Hintergrund nur eingeschränkt zu erwarten.

Durch die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität wird möglicherweise nicht nur die bakterielle Aktivität, sondern auch die der Pilze und anderer Organismen erfasst. Aus der Literatur ist nach meiner Kenntnis nicht zu erschließen, ob auch Dehydrogenasen von Pilzen, pflanzlichen und tierischen Einzellern oder Mehrzellern erfasst werden. Ein Vergleich der Dehydrogenaseaktivität der Ansätze mit bzw. ohne Beimpfung mit Bodenpilzen liefert allerdings keinen Anhaltspunkt für einen Einfluss der Pilze auf die Ergebnisse der Dehydrogenaseaktivitätsmessung.

Verschiedene Autoren haben beschrieben, dass die Beweidung von Mikroorganismen durch Tiere Keimzahlen, Biomasse und Aktivität nicht in gleichem Maße verändert. Nach VEDDER ET AL. (1996) ist der (erhöhende) Einfluss der Tiere auf die mikrobielle Biomasse geringer als auf die mikrobielle Aktivität. MIKOLA UND SETÄLÄ berichteten 1998, dass Bakterien, die von Nematoden beweidet werden, die Reduktion der Biomasse durch erhöhte Stoffwechselraten ausgleichen. SVEUM stellte 1987 fest, dass die Beweidung durch Collembolen in Kelp zu einem linearen Anstieg der metabolisch aktiven Pilzfraktion sowie zu einer Zunahme der Bakterien und der Atmung führte. Die Bakterienzellgröße nahm ab. Die geringere Zellgröße könnte in der vorliegenden Untersuchung eine mögliche Begründung für das Phänomen liefern, dass bei Beweidung die Keimzahlen deutlich stärker zunahmten als Atmung und Dehydrogenaseaktivität.

Die Messergebnisse der einzelnen Parameter können sich also in ihrer Aussage ergänzen, nicht ersetzen.

6.19 Eignung der Untersuchungsmethode und Empfehlungen für eine Fortführung der Versuche

Von einer Vielzahl von Autoren wurden zahlreiche Gefäßversuche im Labor und/oder im Freiland durchgeführt und beschrieben. Dabei reicht die Palette der Versuchsdesigns von einfachen Gefäßversuchen, bei denen nur 1 oder 2 Arten betrachtet wurden, bis zu hochkomplexen Systemen.

Nach DRAGGAN (1976) sind einfache Mikrokosmos-Modelle nur nützlich zur Untersuchung kurzer Zeiträume. Er stellte die Aussagefähigkeit in Frage, listete aber auch diverse Nachteile von Freilandversuchen auf, z.B. Komplexität und Heterogenität der natürlichen Ökosysteme, Notwendigkeit vieler Wiederholungen, großer Geld- und Zeitaufwand.

BRUCKNER (1999) äußerte 3 Hauptkritikpunkte (leicht verändert), die gegen Mikrokosmosversuche sprechen:

- Mikrokosmen enthalten oft nur wenige Elemente mit entsprechend stark reduzierten Interaktionsmöglichkeiten, während in Böden sehr viele Akteure mit sehr vielen interaktiven Beziehungen eine Rolle spielen.
- Die räumliche Struktur in Mikrokosmen ist sehr einfach und entspricht nicht den Verhältnissen im Boden.
- In Mikrokosmen herrschen, anders als im Freiland, mehr oder weniger konstante Laborbedingungen.

Er warnte deshalb vor übereilten Generalisierungen und Prognosen, gab jedoch zu, dass gerade diese Vereinfachungen das Handling von Mikrokosmosansätzen gegenüber komplexeren Untersuchungssystemen erleichtern.

Das Versuchsdesign der vorliegenden Untersuchung erfüllt die Anforderungen, die ANDERSON (1978) stellte: Die Interaktion von Arten sollte seiner Ansicht nach in natürlichem Boden mit einem natürlichen Mikroorganismen-Besatz untersucht werden (eine Ausnahme bildeten die autoklavierten Versuchsansätze, die keinen natürlichen Mikroorganismen-Besatz mehr besaßen). JAGERS OP AKKERHUIS (1993) hält eine Übertragbarkeit von Laborergebnissen von Toxizitätstests auf Freilandverhältnisse dann für möglich, wenn die physikalischen Bedingungen, das Verhalten der Arthropoden und die Exposition der Tiere den natürlichen Bedingungen entsprechen (oder wenn diese für den Versuch keine Relevanz haben). Nach meiner Ansicht lässt sich dies auf Tests über Wechselwirkungen zwischen Tieren und verschiedenen Bodenparametern übertragen. Die geforderten Voraussetzungen werden durch das vorgestellte Versuchsdesign erfüllt. Auch HAGVAR führte 1988 aus, dass Studien unter kontrollierten Laborbedingungen oft notwendig sind, um die Bedeutung eines oder mehrerer Faktoren im Ökosystem zu identifizieren. Freilanduntersuchungen sind zudem aufwändig und teuer. Er ist der Meinung, dass mit Hilfe von Mikrokosmosversuchen wertvolle Informationen gewonnen werden können. Er hält allerdings ebenfalls die sehr künstlichen Bedingungen, unter denen manche Laborversuche stattfanden, für problematisch. Er empfiehlt die hier verwendete Methode, Tiere in natürlichen, tierfrei gemachten Boden per Hand einzusetzen, als sehr vorteilhaft. VERHOEF UND VAN GESTEL (1995) sehen im Zusammenhang mit ökotoxikologischen Untersuchungen einen Vorteil in der Verwendung von standardisiert vorbereitetem Substrat gegenüber der Verwendung von intakten Bodenkernen, da so die Variabilität zwischen den Wiederholungen vermindert werden kann.

Das Wirkungsgefüge innerhalb der Bodenbiozönose ist sehr vielfältig und in seiner Gesamtheit schwer zu erfassen. Aus diesem Grunde wurden in der vorliegenden Untersuchung in den Versuchsgefäßen unterschiedliche Versuchsbedingungen geschaffen, und verschiedene Parameter in Abhängigkeit von diesen Bedingungen untersucht.

Insgesamt wurden 22 Versuche durchgeführt. Die Versuchsansätze innerhalb jedes Einzelversuches sollten sich (meist) jeweils nur in einem Merkmal unterscheiden (z.B. unterschiedlicher Tierbesatz bei ansonsten gleichen Bedingungen). Zwischen den Versuchen gab es weitere Unterschiede. So wurde mit unterschiedlichen Gefäßen, Versuchssubstraten, mit oder ohne Zusatz organischer Substanz, autoklaviert oder nicht autoklaviert, mit einem Bodenpilz beimpft oder nicht, gearbeitet. Der besondere Vorteil der Mikrokosmosuntersuchungen lag in der Möglichkeit, die verschiedensten Randbedingungen der Versuche zu variieren und die Auswirkungen vergleichend zu betrachten. Vor diesem Hintergrund erscheint die Wahl der Untersuchungsmethode berechtigt. Aus meiner Sicht zeigt die vorliegende Untersuchung, dass sich einige grundlegende Phänomene gut mit Hilfe von Gefäßversuchen nachweisen lassen. Hier zum Beispiel insbesondere der Vergleich der Verhältnisse unter Ausschluss bzw. beim Einsatz von Tieren und die Effekte durch den Einsatz von Collembolen nach Autoklavieren des Substrates. Nur so ist eindeutig festzustellen, dass die Tiere tatsächlich den Boden inokulieren.

Diese und die Untersuchungen anderer Autoren haben wiederholt gezeigt, dass zahlreiche biologische, physikalische und chemische Parameter die Wechselwirkungen innerhalb der Bodenbiozönose beeinflussen. Diese Parameter sind unter Laborbedingungen leichter zu erfassen und zu beeinflussen als im Freiland. Nach VREEKEN-BUIJS (1998) lassen Probenahmen im Freiland in erster Linie Rückschlüsse auf den Einfluss von Umweltbedingungen auf die Tiere zu. Um aber Rückschlüsse auf die Einflüsse der Tiere auf den Boden zu ziehen, sind ihrer Ansicht nach Mikro- oder Mesokosmos-Untersuchungen im Labor notwendig. Laborversuche stellen somit eine sehr gute Ergänzung zu Freilanduntersuchungen dar. Auch LARINK (1997) hält Mikro- und Mesokosmos-Untersuchungen für wertvoll, um das biotische System des Bodens zu verstehen und Grundlagen für Modellierungen zu liefern.

Ein Vergleich der Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung mit Ergebnissen von Freilanduntersuchungen hat eine Reihe von Übereinstimmungen deutlich gemacht. Bei aller

Komplexität des Untersuchungsgegenstandes sind Phänomene nachgewiesen worden, die auch in Freilanduntersuchungen festgestellt worden sind. Somit kann davon ausgegangen werden, dass eine Übertragung von Laborergebnissen auf Freilandbedingungen unter Berücksichtigung bestimmter Einschränkungen (siehe Kap. 6.20) möglich ist.

Folgende Erkenntnisse sollten in zukünftigen Untersuchungen beachtet werden.

1. Die Versuchsdauer sollte (bei einem Mindestalter der Versuchstiere von 21 Tagen) mindestens 14 Tage betragen, um sicherzustellen, dass die erste Nachkommen-Generation bei der Auswertung Berücksichtigung findet. Eine Versuchsdauer von 6-8 Wochen hat sich als besonders vorteilhaft erwiesen. Bei kürzeren Versuchsdauern sollte der Abstand zwischen den einzelnen Untersuchungsterminen zur Bestimmung der Messparameter verkürzt werden, um ausreichendes Datenmaterial für statistische Auswertungen sammeln zu können. Bei sehr langen Versuchsdauern ist damit zu rechnen, dass die Verhältnisse sich mehr und mehr von den natürlichen Verhältnissen entfernen. Bei Atmungsmessungen ist allerdings zu beachten, dass die Atmungsraten zu Versuchsbeginn häufig deutlich erhöht sind und sich erst dann auf einem mehr oder weniger konstanten Niveau einpendeln.
2. Ein Einsatz einer höheren Individuendichte von Collembolen als natürlicherweise im Versuchssubstrat zu finden ist, bringt keine Vorteile. Bei der Durchführung von Versuchen mit einer natürlichen Besatzdichte ergibt sich ein geringerer Bedarf an gleichaltrigen Versuchstieren.
3. Der geringere Bedarf an gleichaltrigen Versuchstieren ermöglicht es, die Zahl der Wiederholungen deutlich zu erhöhen und so die Ergebnisse besser statistisch abzusichern.
4. Durch eine höhere Anzahl paralleler Versuchsansätze wird auch eine regelmäßige Überprüfung der Populationsentwicklung der eingesetzten Collembolen im Substrat durchführbar.
5. Bei geringerem Individuenbedarf ist zudem ein Test weiterer Collembolenarten oder auch ein Besatz mit Artenkombinationen möglich. Einige Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung sprechen dafür, dass es artspezifische Unterschiede zum Beispiel beim Einfluss auf den Stickstoffumsatz, den pH oder die Gesamtkeimzahl gibt.
6. Ein Problem ist die Austrocknung des Substrates im Versuchsverlauf. Dies betrifft vor allem die Weckglas- und Reagenzglasversuche und kann die Überlebensrate der Tiere und/oder auch die anderen Messparameter direkt oder indirekt beeinflussen. Bei kürzeren Versuchsdauern ist dieser Effekt nicht ganz so gravierend. Sind längere Versuchsdauern erwünscht, lässt sich das Problem durch regelmäßiges Wiederbe-feuchten der Proben lösen. Noch besser erscheint mir ein System mit gleichmäßiger Belüftung, bei welchem die Luft vor Durchströmen der Versuchsgefäße angefeuchtet wird, so wie es hier in den Röhrenversuchen angewendet wurde. Auf der Basis der gesammelten Erfahrungen erscheint ein Versuchssystem empfehlenswert, bei dem Reagenzgläser mit Gummistopfen verschlossen sind. Über Teflonschläuche kann dann für eine ausreichende Belüftung gesorgt werden, wobei die Luft zuvor angefeuchtet werden sollte. Die Ergebnisse der Röhrenversuche zeigen, dass die Vor-schaltung eines mikroorganismendichten Filters zu empfehlen ist. Nach dem Durch-strömen der Versuchsgefäße ist eine Analytik der Atemluft (auch kontinuierlich) mög-lich.
7. Eine Atmungsmessung kann in regelmäßigen Abständen automatisiert (z.B. mit einem Gaschromatographen mit Wärmeleitfähigkeitsdetektor, NAGEL 1996) durch-geführt werden.

8. Bei den gemessenen Parametern handelt es sich um Summenparameter (Keimzahlen, Bodenatmung, Dehydrogenaseaktivität). Es wurden Parameter ausgewählt, die als relevant für eine Aussage über biologische Aktivität und Stoffumsetzungsprozesse im Boden und damit z.B. für die Bodenfruchtbarkeit angesehen werden. Eine Reihe von Untersuchungen verschiedener Autoren hat allerdings gezeigt, dass nicht nur die Größe, sondern auch die Zusammensetzung der Mikroorganismengemeinschaft Einfluss auf Abbauraten und spezifische Enzymaktivitäten hat (HAMMEL 1997, HU AND VAN BRUGGEN 1997, ZOGG ET AL. 1997, DEGENS 1999, WALDROP ET AL. 2000). Bei der Erfassung von Summenparametern ist auch zu bedenken, dass das Fehlen oder die Verminderung einer oder mehrerer Arten durch eine verstärkte Aktivität einer oder mehrerer anderer Arten kompensiert werden kann (VERHOEF UND VAN GESTEL 1995). Ist ein genauerer Einblick in die Bodenbiozönose erwünscht, müssen einzelne Ausschnitte des Bodenökosystems differenzierter betrachtet werden. Verschiebungen und Sukzessionen innerhalb der Mikroorganismengemeinschaft wurden von einigen Autoren auch im Zusammenhang mit dem Einfluss von Collembolen beschrieben (z.B. THIMM ET AL. 1998, MAMILOV ET AL. 2000). Verminderung oder Förderung von Pilzen kann zudem zu besonderen Auswirkungen führen, wenn z.B. phytopathogene Pilze (WIGGINS AND CURL 1979, ULBER 1983, CURL ET AL. 1988, NAKAMURA ET AL. 1992), mycopathogene Pilze (WILLIAMS ET AL. 1998a, b) oder Mycorrhiza (WARNOCK ET AL. 1982, FINLAY 1985, MOORE ET AL. 1985, MCGONIGLE UND FITTER 1988, THIMM 1993, THIMM UND LARINK 1995) betroffen sind (siehe auch Review von BUGG 1990). Eine Inaktivierung von verschiedenen entomopathogenen Pilzen (u.a. *Verticillium lecanii*), die im Rahmen eines biologischen Pflanzenschutzes ausgebracht wurden, durch *F. candida* wurde von BROZA ET AL. (2001) nachgewiesen (siehe auch SITCH UND JACKSON 1997). Ebenso kann die Verminderung oder Förderung von Bakterien indirekte Auswirkungen haben. Untersucht wurde z.B. die Verminderung entomopathogener (BROZA ET AL. 2001) oder pflanzenpathogener (HILDEBRAND ET AL. 2001) Bakterien.

Ergänzend zu den „Standardverfahren“ (Wachstum auf selektiven Medien, Koloniemorphologie, Gramfärbung, Messung verschiedener spezifischer Enzymaktivitäten, Kurzzeitatmungsmessung zur Bestimmung der mikrobiellen Biomasse, Bestimmung des metabolischen Quotienten = Basalatmung pro Einheit mikrobieller Biomasse) lassen sich Bakterien und Pilze mit neueren Verfahren immer exakter differenzieren: kombinierte physiologische Tests, z.B. Analyse der Substratverwertung (CLLP= community level physiological profiles) mit Biolog® und Microlog®, Nukleinsäureanalysen („genetischer Fingerabdruck“, vor allem rRNA Gene), Analysen der Phospholipid-Fettsäuren. Neben den Verfahren zur Unterscheidung kultivierter Bakterien und Pilze wurden auch kultivierungsunabhängige Verfahren entwickelt. Dabei werden Nukleinsäuren direkt aus dem Boden extrahiert (z.B. TEBBE ET AL. 2001). Die Ergebnisse von Untersuchungen zu Substratverwertung, Phospholipidmustern und Nukleinsäureanalysen können mit Hilfe von Datenbankvergleichen Organismen zugeordnet werden. (INSAM 1997, THIMM ET AL. 1997, THIMM ET AL. 1998 und dort zitierte Quellen, INSAM ET AL. 1999 und dort zitierte Quellen, KRAVE 2002 und dort zitierte Quellen, HOFFMANN 2002 und dort zitierte Quellen, MONDINI UND INSAM 2003, 2005 und dort zitierte Quellen). Ein Review über die verschiedenen älteren und neueren Verfahren findet sich auch bei INSAM (2001). REBER UND WENDEROTH stellten 1997 einen Überblick über verschiedene Verfahren zur Abschätzung der Diversität in der mikrobiellen Ökologie zusammen. Einen weiteren aktuellen Review zur mikrobiellen Diversität und zu neuen molekularen Untersuchungstechniken legten LYNCH ET AL. 2004 vor.

9. Um weitere Informationen über Ernährungsmuster und zur Position einzelner Collembolenarten im Nahrungsnetz zu gewinnen, können Darminhaltsanalysen, Analysen

der Mundwerkzeuge (z.B. THIELE 1989) und Fütterungsversuche mit ^{14}C -markierter Nahrung (WOLTERS 1985) sowie Fettsäureanalysen (HAUBERT ET AL. 2004) durchgeführt werden. In den letzten Jahren haben verschiedene Autoren zudem Untersuchungen zum $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ -Verhältnis als Methode zur Bestimmung der Trophiestufe einer Art beschreiben. Das Verhältnis zwischen ^{13}C und ^{12}C wird als hilfreich zur Bestimmung der Nahrungsquellen einer Art angesehen (POST 2002, MCCUTCHAN ET AL. 2003, SCHEU AND FOLGER 2004, SCHMIDT ET AL. 2004, HAUBERT ET AL. 2005).

6.20 Übertragbarkeit der Ergebnisse auf die Bedingungen im Freiland

Die Wahl der Untersuchungsmethode erscheint für die Beantwortung der gestellten Fragen adäquat. Unberührt davon bleibt allerdings zu klären, welche Bedeutung die beobachteten Wechselwirkungen unter natürlichen Bedingungen tatsächlich haben. Generell stellt sich die Frage nach der Übertragbarkeit der Ergebnisse von Gefäßversuchen, die im Labor durchgeführt wurden, auf die natürlicherweise im Freiland herrschenden Verhältnisse.

Bei der Übertragung der Ergebnisse auf das Freiland ist Verschiedenes zu beachten:

Eine direkte Umrechnung der Laborergebnisse, die bei konstanter Temperatur ermittelt wurden, auf Freilandbedingungen ist problematisch. Generell gehen verschiedene Autoren (z.B. FROMM 1997) von der Q_{10} -Regel aus, das heißt eine Erhöhung der Temperatur um 10°C bewirkt eine Verdopplung bis Vervierfachung der metabolischen Aktivität von Organismen. Da im Freiland im Mittel niedrigere Temperaturen herrschen, ist insgesamt von deutlich geringerer Stoffwechselaktivität als hier gemessen auszugehen. Laut LYNCH ET AL. (2004) sind Daten aus Aktivitätsmessungen eher als Aktivitätspotenzial denn als tatsächliche Aktivität zu interpretieren, da die Ergebnisse von Laborversuchen im allgemeinen unter optimierten Bedingungen erfasst werden, die in situ kaum erreicht werden.

Bei den beschriebenen Gefäßversuchen handelt es sich um Untersuchungen in mehr oder weniger geschlossenen Systemen. Dies erleichtert oder ermöglicht überhaupt die Interpretation der Ergebnisse, es entspricht aber nicht den natürlichen Bedingungen. Im Freiland stellen die Bodenökosysteme offene Systeme dar, in denen laufend Eintrag und Verlust (z.B. anthropogener Eintrag organischer und anorganischer Verbindungen, Niederschläge, Gasaustausch, Entweichen flüchtiger Verbindungen, Auswaschung von Verbindungen usw.) erfolgen. Diese müssen bei der Übertragung der Laborergebnisse auf Freilandbedingungen Berücksichtigung finden.

Collembolen sind im Freiland in ein hochkomplexes System eingebunden, welches ständig Schwankungen der verschiedensten Faktoren ausgesetzt ist, wobei sich natürliche und anthropogene Einflüsse überlagern. Pflanzendecke, Einflüsse von Kultivierungsmaßnahmen, Interaktionen in der Rhizosphäre von Pflanzenwurzeln und generell Interaktionen mit anderen Meso- oder Makrofauna-Arten wurden hier nicht untersucht. Auch diese müssen bei der Übertragung der Laborergebnisse auf Freilandbedingungen beachtet werden. Daneben ist auch eine Wechselwirkung zwischen verschiedenen Collembolenarten (z.B. durch Konkurrenz um Lebensraum oder Nahrung) anzunehmen. Nach einem Review von LARINK (1997) machen in Agroökosystemen meist 3 bis 7 Arten 70% bis 80% der Meso-fauna-Population aus. Auf verschiedenen Ackerflächen in der Nähe von Braunschweig wurden bis zu 47 Collembolenarten festgestellt (RÖSKE UND LARINK 1990, LÜBBEN 1991, HEIMANN-DETLEFSEN 1991). SMITH (1997) stellte in Laborversuchen fest, dass die Populationsentwicklung bei paarweiser Kombination verschiedener Collembolenarten sich deutlich von der Populationsentwicklung in Ansätzen mit nur einer Art unterschied.

7 Fazit

Folgende Thesen sollten in der vorliegenden Untersuchung überprüft werden:

- **Collembolen haben Einfluss auf biotische und abiotische Parameter des Bodens.**
- **Dieser Einfluss lässt sich mit Hilfe der Messung von Summenparametern erfassen.**
- **Geeignete Summenparameter sind Bakterien- und Pilzkeimzahlen sowie Parameter, die die biologische Aktivität und Stoffumsetzungsprozesse erfassen.**
- **Es können Rückwirkungen zwischen Bodenparametern und der Collembolenzönose auftreten.**

Die vorliegende Untersuchung hat gezeigt, dass Collembolen Einfluss auf verschiedene biotische und abiotische Bodenparameter haben. Dieser Einfluss ist allerdings schwer zu erfassen.

Bei den untersuchten Parametern handelt es sich vor allem um Summenparameter (Keimzahlen, Bodenatmung, Dehydrogenaseaktivität). Es wurden Parameter ausgewählt, die als relevant für eine Aussage über biologische Aktivität und Stoffumsetzungsprozesse im Boden und damit z.B. für die Bodenfruchtbarkeit oder, allgemein ausgedrückt, für den „Naturhaushalt“ angesehen werden.

Keiner der hier überprüften Summenparameter wurde grundsätzlich durch Collembolenbesatz linear erhöht oder vermindert. Die quantitative und qualitative Ausprägung des Einflusses der Collembolen war abhängig von den Lebensbedingungen, der Collembolendichte und der Collembolenspezies. Signifikante Veränderungen der hier untersuchten Bodenparameter durch Collembolen waren vor allem unter „guten“ Lebensbedingungen festzustellen. Gute Lebensbedingungen für die hier betrachteten Arten bedeuten vor allem ein ausreichendes Nährstoffangebot, daneben vermutlich ausreichende Bodenfeuchtigkeit sowie Abwesenheit von Prädatoren.

Signifikante Einflüsse der Collembolen wurden besonders häufig auf die Atmungsrate, auf die Gesamt- und Pilzkeimzahlen, auf die Dehydrogenaseaktivität und den pH festgestellt.

Die Veränderungen, die im Boden durch die Collembolen hervorgerufen werden, kamen in vorab autoklaviertem Substrat besonders deutlich zum Ausdruck. Es handelt sich offenbar um eine potenzielle Wirkung, die bei natürlicher mikrobieller Besiedlung nicht so klar zutage tritt. Die Verbreitung von Bakterien und Pilzen im Boden durch die Collembolen konnte anhand von Keimzahlen, Dehydrogenaseaktivität und Bodenatmung nachgewiesen werden.

Einer der untersuchten und durch die Collembolen beeinflussten Summenparameter ist die Bodenatmungsrate. Diese wurde insbesondere unter Zugabe von organischen Substanzen durch die Collembolen modifiziert. Damit lässt sich darauf schließen, dass Stoffumsetzungsprozesse unter Einwirkung von Collembolen verändert ablaufen. Auch die Veränderungen der Gehalte an Nitrat und organisch gebundenem Kohlenstoff stützen diese Interpretation. Untersuchungsergebnisse verschiedener Autoren zum Thema Streuabbau bestätigen die Vermutung ebenfalls.

Die Beeinflussung der Mikroorganismengemeinschaft durch die Collembolen, die sich durch die Veränderung der Basalatmung, ebenso aber auch durch die Messung der Dehydrogenaseaktivität sowie Gesamtkeimzahl und Pilzkeimzahl nachweisen ließ, hat nicht nur Wirkung auf den Abbau organischer Substanzen. Verminderung oder Förderung von Pilzen oder Bakterien kann zu besonderen Auswirkungen führen, wenn z.B. entomopathogene, phytopathogene oder mycopathogene Pilze oder Bakterien oder Mycorrhizapilze betroffen sind.

Bei der Erfassung von Summenparametern ist zu bedenken, dass das Fehlen oder die Verminderung einer oder mehrerer Arten durch eine verstärkte Aktivität einer oder mehrerer anderer Arten kompensiert werden kann. Ist ein genauerer Einblick in die Bodenbiozönose erwünscht, müssen einzelne Ausschnitte des Bodenökosystems differenzierter betrachtet werden. Verschiebungen und Sukzessionen innerhalb der Mikroorganismengemeinschaft wurden von einigen Autoren auch im Zusammenhang mit dem Einfluss von Collembolen beschrieben. Dieser Aspekt wurde in der vorliegenden Untersuchung nicht genauer analysiert.

Es waren nicht nur Einflüsse von Collembolen auf Bodenparameter festzustellen, biotische und abiotische Bodenparameter wirkten sich umgekehrt auch auf die Collembolen aus. Dies konnte in der vorliegenden Untersuchung insbesondere für den Gehalt an organischer Substanz und die Bodenfeuchtigkeit und damit verknüpft für die Gesamt- und Pilzkeimzahlen festgestellt werden. Auch Prädatoren hatten Einfluss auf die Abundanzen der Collembolen.

8 Zusammenfassung

In Laborversuchen wurde der Einfluss von Collembolen (*Folsomia candida*, *Xenylla corticilis*, *Sinella coeca*, *Proisotoma minuta*) auf die Bodenparameter Gesamtkeimzahl, Pilzkeimzahl, Bodenatmung, Dehydrogenaseaktivität, Gehalt an organischem Kohlenstoff, Nitratgehalt, pH und Bodenfeuchtigkeit untersucht. Collembolen wurden dazu in unterschiedliches Substrat in verschiedenen Versuchsgefäßen eingesetzt. Es wurden auch die Effekte in autoklaviertem Substrat, bei Zugabe verschiedener organischer Substanzen sowie bei Beimpfung des Substrates mit ausgewählten Bodenpilzen überprüft.

Der Collembolenbesatz bei Versuchsende war offenbar stark abhängig vom zur Verfügung stehenden organischen Material, weniger von den zu Beginn eingesetzten Tierzahlen. Dabei erwies sich die Beimpfung mit einem Bodenpilz als noch wirksamer als die Zugabe von Luzernemehl.

Eine Verbreitung von Pilzen und Bakterien im Boden durch Collembolen wurde nachgewiesen. Wirkungsvoll war dies vor allem in autoklaviertem Substrat. Hier führte der Einsatz von Collembolen zu einer deutlichen Erhöhung der Gesamtkeimzahl, der Pilzkeimzahl, der Bodenatmung und der Dehydrogenaseaktivität.

In nicht autoklaviertem Substrat gab es keine eindeutige Korrelation zwischen Collembolenbesatz zu Versuchsbeginn und Gesamtkeimzahl. Collembolen veränderten aber den zeitlichen Verlauf der Entwicklung der Gesamtkeimzahl. Die Pilzkeimzahlen wurden durch den Einsatz von Collembolen in nicht autoklaviertem Substrat je nach Versuchsdauer, Nährstoffangebot und Collembolendichte teils vermindert, teils erhöht.

Für *F. candida* wurde bei 20°C eine Atmungsrate von 0,097 µl O₂ pro Individuum pro Stunde festgestellt.

Die Bodenatmung veränderte sich durch den Einsatz von Collembolen nicht entsprechend der Atmungsrate der eingesetzten Individuen. Bei den meisten Versuchen hatte eine mittlere Besatzdichte den stärksten Effekt im Sinne einer Erhöhung der Bodenatmung, sehr hohe

Besatzdichten führten dagegen zu einer weniger starken Erhöhung oder sogar Verminderung der Atmung.

In einigen Versuchen wurde der pH durch Collembolenbesatz erhöht, wobei möglicherweise ein Zusammenhang mit der Förderung der Gesamtkeimzahl durch die Collembolen besteht.

Durch Zugabe organischen Materials wurden die Gesamtkeimzahl und die Pilzkeimzahl ebenso wie die Atmungsrate und die Dehydrogenaseaktivität des Bodens erhöht. Die Erhöhung wurde durch den Einsatz von Collembolen noch weiter verstärkt. Einsatz von Collembolen führte bei Vorhandensein von organischem Material zudem sowohl zu erhöhter Stickstoffmineralisierung als auch zu vermehrter Kohlenstofffixierung.

Die Beobachtungen zeigen, dass Mikrokosmosversuche im Labor eine wichtige Ergänzung zu Freilanduntersuchungen darstellen und zu einem besseren Verständnis der komplexen Beziehungen zwischen verschiedenen Bodenorganismen und Bodenparametern beitragen können. Einfache Gefäße wie Weckgläser und Reagenzgläser erwiesen sich als gut geeignet zur Bearbeitung der vorliegenden Fragestellungen.

9 Literaturverzeichnis

- ABEL, K., LARINK, O. (1994): Unterschiedliche Wirkung des Insektizids Dursban (Chlorpyrifos) auf verschiedene Collembolenarten in einem Litterbag-Versuch. Mitt. Dtsch. Ges. Allgem. Angew. Entom. 9, 147-152.
- ABRAHAMSEN, G. (1990): Influence of *Cognettia sphagnetorum* (Oligochaeta: Enchytraeidae) on nitrogen mineralization in homogenized mor humus. Biol. Fertil. Soils 9, 159-162.
- ADDISON, J.A. (1975): Ecology of Collembola at a high arctic site, Devon Island, N.W.T. Diss. Univ. Calgary, Alta, Canada, 127 S.
- ADDISON, J.A., PARKINSON, D. (1978): Influence of collembolan feeding activities on soil metabolism at a high arctic site. Oikos 30 (3), 529-538.
- AITCHISON, C.W. (1986): Provisional notes on a simple method for keeping Collembola. Pedobiologia 29, 237-238.
- ALEF, K. (1993): Bestimmung mikrobieller Biomasse im Boden: Eine kritische Betrachtungsweise. Z. Pflanz. Bodenkunde 156, 109-114.
- ALEJNIKOVA, M.M., ARTEMJEVA, T.J., BORISOVIČ, T.M., GATILOVA, F.G., SAMOSOVA, S.M., UTROBINA, N.M., SITOVA, L.J. (1975): Sukzession des Mikroben- und Kleintierbesatzes und ihre Zusammenhänge mit biochemischen Vorgängen während der Mistrotte im Boden. Pedobiologia 15, 81-97.
- ALLEN, S.E., GRIMSHAW, H.M., PARKINSON, J.A., QUARMBY, C. (1974): Chemical analysis of ecological material. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 314 S.
- AMANN, R.I., LUDWIG, W., SCHLEIFER, K.H. (1995): Phylogenetic identification and in situ detection of individual microbial cells without cultivation. Microbiol. Rev. 59, 143-169.
- ANDERSON, J.M. (1973): The breakdown and decomposition of sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.) and beech (*Fagus silvatica* L.) in two deciduous woodland soils. Oecologia 12, 251-288.
- ANDERSON, J.M. (1978): Competition between two unrelated species of soil Cryptostigmata (Acari) in experimental microcosms. J. Anim. Ecol. 47, 787-803.
- ANDERSON, J.M. (1979): Animal/microbial interactions in soil biological processes. In: GROSSBARD (Hrsg.): Straw decay and its effect on disposal and utilization. Proc. of a symposium on straw decay and workshop on assessment techniques held at Hatfield Polytechnic, 10.-14.04.1979, Wiley & Sons, Chichester u.a., 311-312.
- ANDERSON, J.M. (1982): Soil respiration. In: Methods of soil analysis, Part 23, Chemical and microbial properties – Agronomy Monograph No. 9 (2nd Edition), ASA-SSSA, Madison, Wisconsin, USA, 831-867.
- ANDERSON, J.M., BIGNELL, D.E. (1980): Bacteria in the food, gut contents and faeces of the litter-feeding millipede *Glomeris marginata* (Villers). Soil Biol. Biochem. 12, 251-254.
- ANDERSON, J.M., HEALEY, I.N. (1972): Seasonal and interspecific variation in major components of the gut contents of some woodland Collembola. J. Anim. Ecol. 41, 359-368.
- ANDERSON, J.M., INESON, P. (1982): A soil microcosm system and its application to measurements of respiration and nutrient leaching. Soil Biol. Biochem. 14, 415-416.
- ANDERSON, J.M., INESON, P., HUISE, S.A. (1983): Nitrogen and cation mobilization by soil fauna feeding on leaf litter and soil organic matter from deciduous woodland. Soil Biol. Biochem. 15, 463-467.
-

- ANDERSON, J.M., HUISE, S.A., INESON, P., LEONARD, M.A., SPLATT, P.R. (1985): Interactions of invertebrates, micro-organisms and tree roots in nitrogen and mineral element fluxes in deciduous woodland soils. In: FITTER, A.H., ATKINSON, D., READ, D.J., USHER, M.B. (Hrsg.): Ecological interactions in soil: Plants, microbes and animals. Special Publication No. 4 of the British Ecological Society. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 377-392.
- ANDERSON, J.P.E., CASTLE, D., EHLE, H., EICHLER, D., LAERMANN, H.-T., MAAS, G., MALKOMES, H.-P. (1990): Auswirkungen auf die Aktivität der Bodenmikroflora. Richtlinien für die amtliche Prüfung von Pflanzenschutzmitteln, Teil VI, 1-1. Pigge Lettershop GmbH, 2. Aufl., Braunschweig, 16 S.
- ANDERSON, J.P.E., DOMSCH, K.H. (1973): Quantification of bacterial and fungal contribution to soil respiration. Arch. Microbiol. 93, 113-127.
- ANDERSON, J.P.E., DOMSCH, K.H. (1975): Measurement of bacterial and fungal contributions to respiration of selected agricultural and forest soils. Can. J. Microbiol. 21, 412-322.
- ANDERSON, J.P.E., DOMSCH, K.H. (1978): A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. Soil Biol. Biochem. 10, 215-221.
- ANDERSON, J.P.E., EHLE, H., EICHLER, JOHNNEN, B., MALKOMES, H.-P. (1987): Auswirkungen auf die Aktivität der Bodenmikroflora. Richtlinien für die amtliche Prüfung von Pflanzenschutzmitteln, Teil VI, 1-1, Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Abteilung für Pflanzenschutzmittel und Anwendungstechnik, ACO-Druck, Braunschweig, 16 S.
- ANDERSON, R.V., COLEMAN, D.C., COLE, C.V., ELLIOTT, E.T. (1981): Effect of the nematodes *Acrobeloides* spp. and *Mesodiplogaster lheritieri* on substrate utilization and nitrogen and phosphorous mineralization in soil. Ecology 62, 549-555.
- ANDERSON, T.-H. (1991): Bedeutung der Mikroorganismen für die Bildung von Aggregaten im Boden. Z. Pflanz. Bodenkunde 154, 409-416.
- ANDRÉN, O., BENGTTSSON, G., CLARHOLM, M. (1995): Biodiversity and species redundancy among litter decomposers. In: COLLINS, H.P., ROBERTSON, G.P., KLUG, M.J. (Hrsg.): The significance and regulation of soil biodiversity. Kluwer, Dordrecht, 141-151.
- ANDRÉN, O., SCHNÜRER, J. (1985): Barley straw decomposition with varied levels of microbial grazing by *Folsomia fimetaria*, Collembola, Isotomidae. Oecologia 68 (1), 57-62.
- ARPIN, P., DAVID, J.F., GUITTONNEAU, G.G., KILBERTUS, G., PONGE, J.F., VANNIER, G. (1986a): Influence du peuplement forestier sur la faune et la microflore du sol et des humus. I. – Description des stations et étude de la faune du sol. Rév. Écol. Biol. Sol 23(2), 89-118.
- ARPIN, P., DAVID, J.F., GUITTONNEAU, G.G., KILBERTUS, G., PONGE, J.F., VANNIER, G. (1986b): Influence du peuplement forestier sur la faune et la microflore du sol et des humus. II. – Microbiologie et expériences au laboratoire. Rév. Écol. Biol. Sol 23(2), 119-153.
- BAATH, E., LOHM, U., LUNDGREN, B., ROSSWALL, T., SÖDERSTRÖM, B., SOHLENIUS, B., WIRÉN, A. (1978): The effect of nitrogen and carbon supply on the development of soil organism populations and pine seedlings: a microcosm experiment. Oikos 31, 153-163.
- BAATH, E., LOHM, U., LUNDGREN, B., ROSSWALL, T., SÖDERSTRÖM, B., SOHLENIUS, B. (1981): Impact of microbial-feeding animals on total soil activity and nitrogen dynamics: A soil microcosm experiment. Oikos 37, 257-264.
- BACON, J.S.D. (1979): What is straw decay? Some retrospective comments. In: GROSSBARD, E.: Straw decay and its effect on disposal and utilization. Proc. of a symposium on straw decay and workshop on assessment techniques held at Hatfield Polytechnic, 10.-14.04.1979, Wiley & Sons, Chichester u.a., 227-237.
-

- BAKONYI, G., POSTA, K., KISS, I., FABIAN, M., NAGY, P., NOSEK, J.N. (2002): Density dependent regulation of arbuscular mycorrhiza by Collembola. *Soil Biol. Biochem.* 34 (5), 661-664.
- BARDGETT, R.D., KEILLER, S., COOK, R., GILBURN, A. (1998): Dynamic interactions between soil animals and microorganisms in upland grassland soils amended with sheep dung: a microcosm experiment. *Soil Biol. Biochem.* 30, 531-539.
- BARING, H.-H. (1956a): Die Wirkung insektizider Ganzflächenbehandlung auf die Mesofauna des Ackerbodens. In: Mitt. a. d. Biol. Bundesanst. für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem 85, 60-65.
- BARING, H.-H. (1956b): Die Milbenfauna eines Ackerbodens und ihre Beeinflussung durch Pflanzenschutzmittel I. Ökologische Betrachtungen über die Milbenfauna des Bodens im Leinetal. *Z. angew. Entomol.* 39, 410-444.
- BARRETT, G.W. (1969): The effect of an acute insecticide stress on a semienclosed grassland ecosystem. *Ecology* 49, 1019-1035.
- BARRETT, K.L., GRANDY, N., HARRISON, E.G., HASSAN, S.A., OOMEN, P.A. (Hrsg.) (1994): Guidance document on regulatory testing procedures for pesticides and non-target arthropods. SETAC, Workshop ESCORT, 28.-30.3.1994, 51 S.
- BARTHA, R., PRAMER, D. (1965): Features of a flask method for measuring persistence and biological effects of pesticides in soil. *Soil Sci.* 100, 68-70.
- BAUCHHENß, J. (1983): Die Bedeutung der Bodentiere für die Bodenfruchtbarkeit und die Auswirkung landwirtschaftlicher Maßnahmen auf die Bodenmesofauna. *Kalibriefe (Büntehof)* 16 (9), 529-548.
- BECKER, H. (1994): 1. Einleitung 2. Rechtlicher Rahmen. In: AG „ÖKOTOXIKOLOGIE“ DER SENATSKOMMISSION ZUR BEURTEILUNG VON STOFFEN IN DER LANDWIRTSCHAFT (Hrsg.): Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln. Sachstandsbericht/Deutsche Forschungsgemeinschaft. Weinheim, VCH, 19-30.
- BECKMANN, M. (1990): Die Sukzession der Bodenfauna und ihre Beziehungen zu physikalischen und chemischen Parametern während der Rotte bei verschiedenen Kompostierungsverfahren. Diss. Univ. Bremen, 153 S.
- BELLINGER, P.F., CHRISTIANSEN, K.A., JANSSENS, F. (1996-2005): Checklist of the Collembola: Families. In: Checklist of the Collembola of the world. <http://collembola.org/taxa/collembola.htm> – last updated on 2005.10.02 by Frans Janssens.
- BENGTTSSON, G., RUNDGREN, S. (1983): Respiration and growth of a fungus, *Mortierella isabellina*, in response to grazing by *Onychiurus armatus* (Collembola). *Soil. Biol. Biochem.* 15(4), 469-473.
- BENGTTSSON, G., RUNDGREN, S. (1988): The Gusum case: a brass mill and the distribution of soil Collembola. *Can. J. Zool.* 66, 1518-1526.
- BERG, M.P., STOFFER, M., VAN DEN HEUVEL, H.H. (2004): Feeding guilds in Collembola based on digestive enzymes. *Pedobiologia* 48, 589-601.
- BERTHET, P. (1964): L'activité des Oribatides (Acari: Oribatei) d'une chênaie. *Mem. Inst. Roy. Sci. Nat. Belg.* 152, 1-152.
- BETHLENFALVAY, G.J., CANTRELL, I.C., MIHARA, K.L., SCHREINER, R.P. (1999): Relationships between soil aggregation and mycorrhizae as influenced by soil biota and nitrogen nutrition. *Biol. Fertil. Soils* 28 (4), 356-363.
- BIEDERBECK, V.O., CAMPBELL, C.A., ZENTNER, R.P. (1984): Effect of crop rotation and fertilization on some biological properties of a loam in south-western Saskatchewan. *Can. J. Soil Sci.* 64, 355-367.

- BLOCK, W., TILBROOK, P.J. (1977): Effects of long-term storage on the oxygen uptake of *Cryptopygus antarcticus* (Collembola). *Oikos* 29, 284-289.
- BOCKEMÜHL, J. (1956): Die Apterygoten des Spitzberges bei Tübingen, eine faunistisch-ökologische Untersuchung. *Zool. Jahrb. Abt. Syst. Ökol. Geograph. Tiere* 84, 113-194.
- BOCOCK, K.L. (1964): Changes in the amounts of dry matter, nitrogen, carbon and energy in decomposing woodland leaf litter in relation to the activities of the soil fauna. *Ecology* 52, 273-284.
- BODE, M. (1998): Einflüsse verschiedener Bewirtschaftungsmaßnahmen auf Bodenorganismen typischer Ackerböden einer norddeutschen Jungmoränenlandschaft. Diss. Univ. Kiel. Schriftenr. Inst. f. Pflanzenern. Bodenk. Univ. Kiel Nr. 41, 161 S.
- BOHLEN, A. (1990): Ökoporträt Springschwänze - Collembola. Anzeiger und Hüter der Bodenfruchtbarkeit (mit allgemeinen Hinweisen zur Bedrohung des Lebensraumes „Boden“). Beilage zu „Natur“, München, Dez. 1990. Naturschutzverband Niedersachsen (NVV) – Biologische Schutzgemeinschaft Hunte Weser-Ems (BSH), 4 S.
- BOOTH, R.G. (1983): Effects of plaster-charcoal substrate variation on the growth and fecundity of *Folsomia candida* (Collembola, Insecta). *Pedobiologia* 25, 187-195.
- BRETFELD, G. (1999): Synopses on Palaearctic Collembola, Vol. 2. Symphypleona. Abh. Naturkundemus. Görlitz 71(1), 1-318.
- BRIONES, M.J.I., INESON, P., SLEEP, D. (1999): Use of delta ¹³C to determine food selection in collembolan species. *Soil Biol. Biochem.* 31, 937-940.
- BROZA, M., PEREIRA, R.M., STIMAC, J.L. (2001): The nonsusceptibility of soil Collembola to insect pathogens and their potential as scavengers of microbial pesticides. *Pedobiologia* 45, 523-534.
- BRUCKER, G., KALUSCHE, D. (1990): Bodenbiologisches Praktikum. Quelle & Meyer, Heidelberg 215 S.
- BRUCKNER, A. (1993): Mikrokosmen/Mesokosmen – Versuch einer Begriffsbestimmung. Protokoll des 9. Plenums der Arge Bodenmesofauna München. In: BRUCKNER, A. (1999): Habilitationsunterlagen, Univ. für Bodenkultur, Wien, 4 S.
- BRUCKNER, A., KAMPICHLER, C., WRIGHT, J., BAUER, R., KANDELER, E. (1993): Using mesocosms to investigate mesofaunal-microbial interactions in soil: Re-immigration of fauna to defaunated monoliths. *Mitteilgn. Dtsch. Bodenkundl. Gesellsch.* 69, 151-154.
- BRUCKNER, A., KAMPICHLER, C., WRIGHT, J., BAUER, R., KANDELER, E. (1995): A method of preparing mesocosms for assessing complex biotic processes in soil. *Biol. Fertil. Soils* 129 (2-3), 257-262.
- BRUUS PEDERSEN, M. (1999): Exposure routes and ecotoxicological effects of copper in soil. Linking laboratory to field. Diss. National Environmental Institute, Silkeborg, Dänemark, 128 S.
- BRYANT, R.J., WOODS, L.E., COLEMAN, D.C., FAIRBANKS, B.C., MCCLELLAN, J.F., COLE, C.V. (1982): Interactions of bacterial and amoebal populations in soil microcosms with fluctuating moisture content. *Appl. Environ. Microb.* 43, 747-752.
- BUGG, R.L. (1990): Plant pathology and sustainable agriculture. *Components* 1(2), 7-10.
- BUNDES-BODENSCHUTZGESETZ - BBodSchG (1998): Gesetz zum Schutz vor schädlichen Bodenveränderungen und zur Sanierung von Altlasten. Fassung vom 17. März 1998, BGBl. I 1998 S. 502. Inkraftgetreten zum 1. März 1999.
-

- BUTCHER, J.W., SNIDER, R., SNIDER, R.J. (1971): Bioecology of edaphic Collembola and Acarina. *Annu. Rev. Entomol.* 16, 249-288.
- CHEMIKALIENGESETZ – ChemG (1994): Gesetz zum Schutz vor gefährlichen Stoffen. Fassung vom 25. Juli 1994, BGBl. I 1994, S. 1689.
- CHERNOVA, N.M., BYZOVA, J.B., CHERNOVA, A.J. (1971): Relationship of number, biomass and gaseous exchange rate indices in microarthropods in substrates with various organic matter contents. *Pedobiologia* 11, 306-314.
- CLARHOLM, M. (1989): Effects of plant-bacterial-amoebal interactions on plant uptake of nitrogen under field conditions. *Biol. Fertil. Soils* 8, 373-378.
- CLARHOLM, M. (1994): The microbial loop in soil. In: RITZ, K., DIGHTON, J., GILLER, K.E. (Hrsg.): *Beyond the biomass*. Wiley, New York, 221-130.
- CODE OF GOOD AGRICULTURAL PRACTICE FOR THE PROTECTION OF WATER (1991): Ministry of agriculture, fisheries and food. Welsh office. Agriculture Department. MAFF environment matters. MAFF Publications, London, 80 S.
- CODE OF GOOD AGRICULTURAL PRACTICE FOR THE PROTECTION OF SOIL (1993): Ministry of agriculture, fisheries and food. Welsh office. Agriculture Department. MAFF environment matters. MAFF Publications, London, 55 S.
- COLE, C.V., ELLIOTT, E.T., HUNT, H.W., COLEMAN, D.C. (1978): Trophic interactions in soils as they affect energy and nutrient dynamics. V. Phosphorous transformations. *Microbial Ecol.* 4, 381-387.
- COLE, L.K., METCALF, R.L., SANBORN, J.R. (1976a): Environmental fate of insecticides in terrestrial model ecosystems. *Int. J. Environ. Stud.* 10, 7-14.
- COLE, L.K., SANBORN, J.R. METCALF, R.L., (1976b): Inhibition of corn growth by Aldrin and the insecticide's fate in the soil air, crop, and wildlife of a terrestrial model ecosystem. *Environ. Entomol.* 5, 583-589.
- COLEMAN, D.C. (1985): Through a ped darkly: an ecological assessment of root-soil-microbial-faunal interactions. In: FITTER, A.H., ATKINSON, D., READ, D.J., USHER, M.B. (Hrsg.): *Ecological interactions in soil: Plants, microbes and animals*. Special Publication No. 4 of the British Ecological Society. Blackwell Scientific Publishers, Oxford. 1. Soil Ecology, 1-22.
- COLEMAN, D.C., INGHAM, R.E., MCCLELLAN, J.F., TROFYMOW, J.A. (1984): Soil nutrient transformations in the rhizosphere via animal-microbial interactions. In: ANDERSON, J.M., RAYNER, A.D.M., WALTON, D.W.H. (Hrsg.): *Invertebrate-microbial interactions*. Cambridge University Press, Cambridge, UK, 35-58.
- COLEMAN, D.C., MCGINNIS, J.T. (1970): Quantification of fungus – small arthropod food chains in the soil. *Oikos* 21, 134-137.
- COLEMAN, D.C., REID, C.P.P., COLE, C.V. (1993): Biological strategies of nutrient cycling in soil systems. *Adv. Ecol. Res.* 13, 1-44.
- CONRADY, D. (1986): Ökologische Untersuchungen über die Wirkung von Umweltchemikalien auf die Tiergemeinschaften eines Grünlandes. *Pedobiologia* 29, 273-284.
- COOPER, J.E., FIEDLER, H.J. (1997): Quantitative Bestimmung von Bodenmikroorganismen. In: DUNGER, W., FIEDLER, H.J. (Hrsg.): *Methoden der Bodenbiologie*. 2. Neubearb. Aufl., Gustav Fischer, Jena u.a., 108-123.
- CORTET, J., GOMOT-DE VAUFLERY, A., POINSOT-BALAGUER, N., GOMOT, L., TEXIER, C., CLUZEAU, D. (1999): The use of invertebrate soil fauna in monitoring pollutant effects. *Eur. J. Soil Biol.* 35, 115-134.

- CORTET, J., JOFFRE, R., ELMHOLT, S., KROGH, P.H. (2003): Increasing species and trophic diversity of mesofauna affects fungal biomass, mesofauna community structure and organic matter decomposition processes. *Biol. Fertil. Soils* 37, 302-312.
- CRAGG, R.G., BARDGETT, R.D. (2001): How changes in soil fauna diversity and composition within a trophic group influence decomposition processes. *Soil Biol. Biochem.* 33(15), 2073-2081.
- CROMMENTUIJN, G.H. (1994): Sensitivity of soil arthropods to toxicants. Diss. Univ. Amsterdam, 141 S.
- CROUAEU, Y., CAZES, L. (2003): What causes variability in the *Folsomia candida* reproduction test? *Appl. Soil Ecol.* 22, 175-180.
- CROUAEU, Y., CHENON, P., GISCLARD, C. (1999): The use of *Folsomia candida* (Collembola, Isotomidae) for bioassay of xenobiotic substances and soil pollutants. *Appl. Soil Ecol.* 12, 103-111.
- CURL, E.A., LARTEY, R., PETERSON, C.M. (1988): Interactions between root pathogens and soil microarthropods. *Agr. Ecosyst. Environ.* 24, 249-261.
- CZARNECKI, A., LOSINSKI, J. (1985): The effect of GT seed dressing on the community of Collembola in the soil under sugar beet. *Pedobiologia* 28, 427-431.
- CZARNETZKI, A.B., TEBBE, C.C. (2004): Detection and phylogenetic analysis of *Wolbachia* in Collembola. *Environ. Microbiol.* 6, 35-44.
- CZARNETZKI, A.B., THIMM, T., TEBBE, C.C. (2000): Bedeutung von Collembolen als Habitat für Mikroorganismen. In: BUNDESMINISTERIUM FÜR VERBRAUCHERSCHUTZ, ERNÄHRUNG UND LANDWIRTSCHAFT: Jahresbericht 2000 der Bundesforschungsanstalt für Landwirtschaft (FAL). Bericht des Instituts für Agrarökologie, S. 35.
- DASH, M.C., CRAGG, J.B. (1972a): Selection of microfungi by Enchytraeidae (Oligochaeta) and other members of the soil fauna. *Pedobiologia* 12, 282-286.
- DASH, M.C., CRAGG, J.B. (1972b): Ecology of Enchytraeidae (Oligochaeta) in Canadian Rocky Mountain soils. *Pedobiologia* 12, 323-353.
- DASH, M.C., NANDA, B., BEHERA, N. (1980): Fungal feeding by Enchytraeidae (Oligochaeta) in a tropical woodland from Orissa. *Oikos*, 202-206.
- DATHE, H.H. (Hrsg.) (2003): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Begründet von A. Kaestner. 2. Aufl., Band I: Wirbellose Tiere, 5. Teil: Insecta. Spektrum Akademischer Verlag, Gustav Fischer, Heidelberg, Berlin, 961 S.
- DAVIS, R.C. (1981): Structure and function of 2 antarctic terrestrial moss communities. *Ecol. Monogr.* 51 (2), 125-144.
- DEGENS, B.P. (1999): Catabolic response profiles differ between microorganisms grown in soils. *Soil Biol. Biochem.* 31, 475-477.
- DE GOEDE, R.G.M. (1993): Terrestrial nematodes in a changing environment. Diss. Univ. Wageningen, 138 S.
- DE RUITER, P.C., MOORE, J.C., ZWART, K.B., BOUWMAN L.A., HASSINK, J., BLOEM, J., DE VOS, J.A., MARINISSEN, J.C.Y., DIDDEN, W.A.M., LEBBINK, G., BRUSSARD, L. (1993a): Stimulation of nitrogen mineralization in the belowground food webs of two winter wheat fields. *J. Appl. Ecol.* 30, 534/1-534/11.
- DE RUITER, P.C., VAN VEEN, J.A., MOORE, J.C., BRUSSARD, L., HUNT, H.W. (1993b): Calculation of nitrogen mineralization in soil food webs. *Plant Soil* 157, 263-273.
-

- DETTNER, K., PETERS, W. (2003): Lehrbuch der Entomologie. 2. Aufl. Spektrum Akademischer Verlag, Gustav Fischer, Heidelberg, Berlin, 936 S.
- DIDDEN, W.A.M. (1993): Ecology of terrestrial enchytraeidae. *Pedobiologia* 37, 2-29.
- DIEKMANN, U. (1998): Biologische und chemische Bodencharakteristik zur Beurteilung der nachhaltigen Produktivität von Landnutzungssystemen in der Zona Bragantina, Ost-Amazonien. Elektr. Diss. Univ. Göttingen. <http://www.webdoc.gwdg.de/diss/1998/diekman/inhalt/pdf>, 189 S.
- DILLY, O.M. (1994): Mikrobielle Prozesse in Acker-, Grünland- und Waldböden einer nord-deutschen Moränenlandschaft. *Ecosys. Suppl.* 8, 1-127.
- DOMSCH, K.H. (1962): Bodenatmung. Sammelbericht über Methoden und Ergebnisse. *Zbl. Bakt. II. Abt.* 116 (1), 33-78.
- DOMSCH, K.H. (1985): Funktionen und Belastbarkeit des Bodens aus der Sicht der Bodenmikrobiologie. W. Kohlhammer, Stuttgart, 67 S.
- DOMSCH, K.H., GAMS, W. (1970): Pilze aus Agrarböden. G. Fischer, Stuttgart, 222 S.
- DOMSCH, K.H., GAMS, W., ANDERSON, A. (1980): Compendium of soil fungi, Academic Press, London, 859 S. (Teil 1), 405 S. (Teil 2).
- DONKER, M.H., EIJSACKERS, H., HEIMBACH, F. (Hrsg.) (1993): Ecotoxicology of soil organisms. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida, USA, 470 S.
- DOPPELREITER, H. (1979): Untersuchungen über Artenspektrum, Verteilung und Biozidempfindlichkeit von Collembolen im Fichtenwaldboden 2. Biozidempfindlichkeit. *Z. angew. Ent.* 88, 453-470.
- DRAGGAN, S. (1976): The microcosm as a tool for estimation of environmental transport of toxic material. *Int. J. Environ. Stud.* 10, 65-70.
- DRAHEIM, R. (1992): Einfluss unterschiedlicher Nahrungsqualitäten auf die Eiproduktion von drei Collembolenarten. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 103 S.
- DRAHEIM, R., LARINK, O. (1995): Effects of differently cultured fungi as diet of Collembola. *Acta Zool. Fennica* 196, 168-170.
- DRURY, C.F., STONE, J.A., FINDLAY, W.I. (1991): Microbial biomass and soil structure associated with corn, grasses and legumes. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 55, 805-811.
- DUNGER, W. (1960): Zu einigen Fragen der Leistung der Bodentiere bei der Umsetzung organischer Substanz. *Zbl. Bakt. II. Abt.* 113, 345-355.
- DUNGER, W. (1963): Leistungsspezifität bei Streuzersettern. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 92-102.
- DUNGER, W. (1968): Die Entwicklung der Bodenfauna auf rekultivierten Kippen und Halden des Braunkohletagebaues. *Abh. Ber. Naturkundemuseum Görlitz* 43, 1-256.
- DUNGER, W. (1982): Die Tiere des Bodens als Leitformen für anthropogene Umweltveränderungen. *Dechenania-Beihefte (Bonn)* 26, 151-157.
- DUNGER, W. (1983): Tiere im Boden. 3. Aufl., Neue Brehm Bücherei, A. Ziemsen, Wittenberg Lutherstadt, 280 S.
- DUNGER, W. (1997): Zur Lage der Speziellen Zoologie, besonders der Systematik und Autökologie von Bodentieren. In: DUNGER, W. (1997): Bedeutung, Stand und aktuelle Entwicklung der Systematik von Bodentieren. Internationale Arbeitstagung zum Beitrag von Taxonomie, Systematik und spezieller Zoologie zur Lösung bodenökologischer Fragen. 17.-20.9.1995 Görlitz. *Abh. Ber. Naturkundemus. Görlitz* 69 (2), 5-18.
-

- DUNGER, W. (2003): 2. Ordnung Collembola, Springschwänze. In: DATHE, H. H. (HRSG.) (2003): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Begründet von A. Kaestner. 2. Aufl. Band I: Wirbellose Tiere. 5. Teil: Insecta. Spektrum Akademischer Verlag, Gustav Fischer, Heidelberg, Berlin, 71-86.
- DUNGER, W., FIEDLER, H.J. (Hrsg.) (1997): Methoden der Bodenbiologie. 2. Neubearb. Aufl. Gustav Fischer, Jena u.a., 539 S.
- DUTZLER-FRANZ, G. (1977): Beziehungen zwischen der Enzymaktivität verschiedener Bodentypen, der mikrobiellen Aktivität, der Wurzelmasse und einigen Klimafaktoren. Z. Pflanz. Bodenkunde 140, 351-374.
- EDSBERG, E. (2000): The quantitative influence of enchytraeids (Oligochaeta) and microarthropods on decomposition of coniferous raw humus in microcosms. Pedobiologia 44 (2), 132-147.
- EDWARDS, C.A. (1977): Investigations into the influence of agricultural practice on soil invertebrates. Ann. Appl. Biol. 87 (3), 515-520.
- EDWARDS, C.A., HEATH, G.W. (1963): The role of soil animals in breakdown of leaf material. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 76-84.
- EDWARDS, C.A., THOMPSON, A.R., LOFTY, J.R. (1968): Changes in soil invertebrate populations due to some organophosphorus insecticides. 4th British Insecticide and Fungicide Conference Rothamsted Experimental Station 1967, 48-55.
- EHRENHARDT, H., SCHNEIDER, H. (1955): Toxizitätsstudien an der Collembola *Onychiurus armatus* Tull. B. Z. angew. Ent. 37 (3), 358-371.
- EISENBEIS, G. WICHARD, W. (1985): Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden. Gustav Fischer, Stuttgart, 434 S.
- EITMINAVIČIŪTĖ, J., BAGDANAČIENĖ, Z., KADYTE, B., LAZAUSKIENĖ, L., SUKACKIENĖ, J. (1976): Characteristic successions of microorganisms and soil invertebrates in the decomposition process of straw and lupine. Pedobiologia 16, 106-115.
- EKSCHMITT, K. (1993): Über die räumliche Verteilung von Bodentieren. Zur ökologischen Interpretation der Aggregation und zur Probenstatistik. Diss. Univ. Bremen, 173 S.
- ELSNER, D.-C. (1994): Einflüsse von Bodenbearbeitung und Düngung auf die Mikroorganismen und ihre Leistungen typischer Ackerböden einer norddeutschen Moränenlandschaft. Diss. Univ. Kiel. Schriftenr. Inst. f. Pflanzenern. Bodenk. Kiel Nr. 27, 107 S.
- ENGELMANN, M.D. (1966): Energetics, terrestrial field studies and animal productivity. Adv. Ecol. Res. 3, 73-115.
- ERNSTING, G., MARQUENIE, J.M., DE VRIES, C.N. (1977): Aspects of behaviour and predation risk of two springtail species. Rev. Ecol. Biol. Sol 14 (1), 27-30.
- EWG (1991): Richtlinie 91/414/EWG des Rates über das Inverkehrbringen von Pflanzenschutzmitteln. Amtsblatt der EG Nr. L 230 H/34 vom 19. August 1991.
- EWG (2004): Bestimmung der Ökotoxizität C.21. Bodenmikroorganismen: Stickstofftransformationstest. Stand RL 2004/73/EG. Anhang V zur RL 67/548/EWG.
http://www.umwelt-online.de/regelwerk/eu/65_69/vc21.htm
- FABER, J.H., TEUBEN, A., BERG, M.P., DOELMAN, P. (1994): Microbial biomass and activity in pine litter in the presence of *Tomocerus minor* (Insecta, Collembola). Biol. Fertil. Soils 12, 233-240.
-

- FABER, J.H., VERHOEF, H.A. (1991): Functional differences between closely related soil arthropods with respect to decomposition processes in the presence or absence of pine tree roots. *Soil Biol. Biochem.* 23, 15-23.
- FILSER, J. (2002): The role of Collembola in carbon and nitrogen cycling in soil. *Pedobiologia* 46 (3-4), 234-245.
- FINLAY, R.D. (1985): Interactions between soil microarthropods and endomycorrhizal associations of higher plants. In: FITTER, A.H., ATKINSON, D., READ, D.J., USHER, M.B. (Hrsg.): *Ecological interactions in soil: Plants, microbes and animals*. Special publication no. 4 of the British Ecological Society. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 319-331.
- FJELLBERG, A. (1980): Identification keys to Norwegian Collembola. *Norsk Entomologisk Forening*, 152 S.
- FJELLBERG, A. (1983): Additions and corrections. Anhang von FJELLBERG (1980), 6 S.
- FLIESSBACH, A., REBER, H. (1991): Auswirkungen einer langjährigen Zufuhr von Klärschlamm auf Bodenmikroorganismen und ihre Leistungen. *Berichte Ökol. Forschung*, 327-358.
- FORSSLUND, K.-H. (1944): Studier over det lägredjurlivet i nordsvensk skogsmark (Studien über die Tierwelt des nordschwedischen Waldbodens). *Medd. Stat. Skogsversöksanst.* 34, 1-283.
- FOUNTAIN, M.T., HOPKIN, S.P. (2001): Continuous monitoring of *Folsomia candida* (Collembola) in a metal exposure test. *Ecotox. Environ. Safe.* 48 (3), 275-286.
- FOUNTAIN, M.T., HOPKIN, S.P. (2004a): Biodiversity of Collembola in urban soils and the use of *Folsomia candida* to assess soil "quality". *Ecotoxicology* 13, 555-572.
- FOUNTAIN, M.T., HOPKIN, S.P. (2004b): A comparative study of the effects of metal contamination on Collembola in the field and in the laboratory. *Ecotoxicology* 13, 573-587.
- FOUNTAIN, M.T., HOPKIN, S.P. (2005). *Folsomia candida* (Collembola): A "standard" soil arthropod. *Annu. Rev. Entomol.* 50, 201-222.
- FOX, C.J.S. (1975): Effect of a carbamate and three organophosphorus insecticides on the numbers of wireworms, earthworms, springtails and mites in grassland soil. *Phytoprotection* 55 (19), 103-105.
- FRAMPTON, G.K. (1988): The effects of some commonly used foliage fungicides on Collembola in winter barley: laboratory and field studies. *Ann. Appl. Biol.* 113, 1-14.
- FRANKENBERGER, W.T., ABELMAIGD, H.M. (1985): Kinetic parameters of nitrogen mineralization rates of leguminous crops incorporated into soil. *Plant and Soil* 87, 257-271.
- FRANZ, H. (1973): Die Geschichte der Bodenzöologie und ihre Einbeziehung in die bodenkundliche Forschung. In: VANEK, J. (Hrsg.): *Progress in soil zoology*, Proceedings of the 5th international colloquium on soil zoology, Prag, 17.-22.09.1973, Academia, Publishing House of the Czechoslovak Academy of Sciences, Prag, 13-23.
- FRECKMAN, D.W. (1988): Bacterivorous nematodes and organic matter decomposition. In: STINNER, B.R., STINNER, D., RABATIN, S. (Hrsg.): *Biological interactions in soil*. Elsevier, Amsterdam, 195-217.
- FROMM, C.H.E. (1997): Räumliche und zeitliche Variabilität der Collembolenfauna und ihre Bedeutung für C- und N-Umsatz in einer Agrarlandschaft. FAM-Bericht 26. Diss. Univ. Cottbus, 190 S.
- FROMM, C.H.E. (1998): „Standortparameter“ von Collembolen in Agrarökosystemen. *Verh. Ges. Ökol.* 28, 551-556.
-

- GEIßEN-BROICH, V. (1992): Die Auswirkungen unterschiedlicher Bewirtschaftungsintensitäten und Unkrautregulierungsmaßnahmen auf die Collembolenfauna landwirtschaftlich genutzter Flächen am Niederrhein. Diss. Univ. Bonn, 163 S.
- GHILAROV, M.S. (1963): On the interactions between soil-dwelling invertebrates and soil microorganisms. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 255-259.
- GHILAROV, M.S. (1973): General trends of changes in soil animal population of arable land. In: VANEK, J. (Hrsg.): Progress in soil zoology. Proceedings of the 5th international colloquium on soil zoology, Prag, 17.-22.09.1973, Academia, Publishing House of the Czechoslovak Academy of Sciences, Prag, 32-39.
- GHILAROV, M.S. (1978): Bodenwirbellose als Indikatoren des Bodenhaushaltes und von bodenbildenden Prozessen. *Pedobiologia* 18, 300-309.
- GILLET, J.W., GILE, J.D. (1976): Pesticide fate in terrestrial laboratory ecosystems. *Int. J. Environ. Stud.* 10, 15-22.
- GILMORE, S.K., POTTER, D.A. (1993): Potential role of Collembola as biotic mortality agents for entomopathogenic nematodes. *Pedobiologia* 37, 30-38.
- GISIN, H. (1943): Ökologie und Lebensgemeinschaften der Collembolen im Schweizerischen Exkursionsgebiet Basels. *Rev. Suisse Zool.* 50, 131-224.
- GISIN, H. (1960): Collembolenfauna Europas. *Mus. D'Hist. Nat. Genf.* 312 S.
- GISIN, H. (1961): Summarische Nachträge zu „Collembolenfauna Europas“ Nr. 16
- GISIN, H. (1963): Summarische Nachträge zu „Collembolenfauna Europas“ Nr. 38
- GISIN, H. (1964): Summarische Nachträge zu „Collembolenfauna Europas“ Nr. 47
- GISIN, H. (1965a): Summarische Nachträge zu „Collembolenfauna Europas“ Nr. 50
- GISIN, H. (1965b): Summarische Nachträge zu „Collembolenfauna Europas“ Nr. 57
- GOTO, H.E. (1960): Simple techniques for the rearing of Collembola and a note on the use of a fungistatic substance in the cultures. *Entomol. Monthly Mag.* 46, 138-140.
- GRAFF, O. (1950): Die Regenwürmer der Umgebung von Braunschweig und ihre Bedeutung für die Landwirtschaft. Diss. Univ. Gießen, 107 S.
- GREEN, C.D. (1964a): The effects of crowding upon the fecundity of *Folsomia candida* (WILLEM) var. *distincta* (BAGNALL) (Collembola). *Ent. Exp. et Appl.* 7, 62-70.
- GREEN, C.D. (1964b): The life history and fecundity of *Folsomia candida* (WILLEM) var. *distincta* (BAGNALL) (Collembola: Isotomidae). *Proc. R. Ent. Soc. London (A)* 39, 125-128.
- GREENSLADE, P.J., WHALLEY, P.E.S. (1986): The systematic position of *Rhyniella praecursor* Hirst & Maulik (Collembola), the earliest known hexapod. In: DALLAI, R. (Hrsg.): Proceedings of the 2nd International Seminar on Apterygota. University of Siena, 319-323.
- GREIG-SMITH, P.W., BECKER, H., EDWARDS, P.J., HEIMBACH, F. (Hrsg.) (1992): Ecotoxicology of earthworms. Intercept, Andover, 269 S.
- GUPTA, V.V.S.R. (1994): The impact of soil and crop management practices on the dynamics of soil microfauna and mesofauna. In: PANKHURST, C.E., DOUBE, B.M., GUPTA, V.V. S.R., GRACE, P.R. (Hrsg.): Soil biota - Management in sustainable farming systems. CSIRO Press, East Melbourne, 107-124.
- HAGVAR, S. (1988): Decomposition studies in an easily-constructed microcosm: Effects of microarthropods and varying soil pH. *Pedobiologia* 31, 293-303.

- HAGVAR, S., KJØNDAL, D.R. (1981): Succession, diversity and feeding habits of microarthropods in decomposing birch leaves. *Pedobiologia* 22, 385-408.
- HAMMEL, K.W. (1997): Fungal degradation of lignin. In: CADDISH, G., GILLER, K.E. (Hrsg.): *Driven by nature: Plant litter quality and decomposition*. CAB International, Wallingford, UK, 33-45.
- HANLON, R.G.D. (1981): Influence of grazing by Collembola on the activity of senescent fungal colonies grown on media of different nutrient concentration. *Oikos* 36, 362-367.
- HANLON, R.G.D., ANDERSON, J.M. (1979): The effects of Collembola grazing on microbial activity in decomposing leaf litter. *Oecologia* 38, 93-99.
- HANLON, R.G.D., ANDERSON, J.M. (1980): Influence of macroarthropod feeding activities on microflora in decomposing oak leaves. *Soil Biol. Biochem.* 12, 255-261.
- HARASYMEK, L., SINHA, R.N. (1974): Survival of springtails *Hypogastrura tullbergi* and *Proisotoma minuta* on fungal and bacterial diets. *Environ. Entomol.* 3, 965-968.
- HARRIS, D., GROSSBARD, E. (1979): Changes in the nitrogen content of herbicide-treated straw – a potential parameter of microbial colonization. In: GROSSBARD, E.: *Straw decay and its effect on disposal and utilization*. Proc. of a symposium on straw decay and workshop on assessment techniques held at Hatfield Polytechnic, 10.-14.04.1979, Wiley & Sons, Chichester u.a., 293-297.
- HASSALL, M., PARKINSON, D., VISSER, S. (1983): The effects of *Onychiurus subtenuis* on the microbial decomposition of *Populus tremuloides* leaf litter. In: LEBRUN, P., ANDRÉ, H. M., DE MEDTS, A., GRÉGOIRE-WIBO, C., WAUTHY, G. (Hrsg.): *New trends in soil biology*, Dieu-Brichart, Ottignies-Louvain-la-Neuve. S. 613.
- HASSALL, M., PARKINSON, D., VISSER, S. (1986): Effects of the collembolan *Onychiurus subtenuis* on decomposition of *Populus tremuloides* leaf litter. *Pedobiologia* 29, 219-225.
- HAUBERT, D., HÄGGBLUM, M.M., SCHEU, S., RUESS, L. (2004): Effects of fungal food quality and starvation on the fatty acid composition of *Protaphorura fimata* (Collembola). *Comp. Biochem. Physiol. Part B* 138, 41-52.
- HAUBERT, D., LANGEL, R., SCHEU, S., RUESS, L. (2005): Effects of food quality, starvation and life stage on stable isotope fractionation in Collembola. *Pedobiologia*, 49, 229-237.
- HEALEY, I.N. (1967): The population metabolism of *Onychiurus procampatus* Gisin (Collembola). In: GRAFF, O. SATCHELL, J.E. (Hrsg.): *Progress in soil biology*. Proceedings of the colloquium on dynamics of soil communities, Vieweg & Sohn, Braunschweig, 127-137.
- HEALEY, I.N. (1971): Apterygotes, Pauropods and Symphylans. In: PHILLIPSON, J. (Hrsg.): *Methods of study in quantitative soil ecology: Population, production and energy flow*. IBP Handbook 18, 209-232.
- HEATH, G.W., ARNOLD, M.K., EDWARDS, C.A. (1966): Studies in leaf litter breakdown I. Breakdown rates of leaves of different species. *Pedobiologia* 6, 1-12.
- HEDLUND, K., AUGUSTSSON, A. (1995a): The enchytraeid worm *Cognettia sphagnetorum* in a metal polluted soil: an outline of a research area. *Newsletter on Enchytraeidae* 4, 15-18.
- HEDLUND, K., AUGUSTSSON, A. (1995b): Effects of enchytraeid grazing on fungal growth and respiration. *Soil Biol. Biochem.* 27, 905-909.
- HEIDEN, S., ERB, R., DOTT, W., EISENTRÄGER, A. (2000): *Toxikologische Beurteilung von Böden. Leistungsfähigkeit biologischer Testverfahren*. Spektrum, Heidelberg, 149 S.
-

- HEIMANN-DETLEFSEN, D. (1991): Auswirkungen eines unterschiedlich intensiven Pflanzenschutz- und Düngemitelesatzes auf die Collembolenfauna des Ackerbodens. Diss. Univ. Braunschweig, 164 S.
- HEIMANN-DETLEFSEN, D., THEISS, S., HEIMBACH, U. (1994): Auswirkungen unterschiedlicher Bewirtschaftungsintensitäten auf die Collembolenfauna des Ackerbodens. Mitt. a. d. Biol. Bundesanst. für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem 295, 230-273.
- HEINEMEYER, O., INSAM, H., KAISER, E.-A., WALENZIK, G. (1989): Soil microbial biomass and respiration measurements: an automated technique based on infrared gas analysis. Plant and Soil 116, 77-81.
- HEINEMEYER, O., KAISER, E.-A., INSAM, H. (1990): Kalibration eines neuen Messsystems zur Erfassung mikrobieller Biomasse in Bodenproben durch substratinduzierte Respiration (SIR). VDLUFA-SchrR 32, 701-706.
- HEINTGES, A. (1988): Ernährungsexperimente mit Collembolen. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 48 S.
- HERBKE, G., HÖLLER, G., HÖLLER-LAND, G., WILCKE, D.E. (1962): Die Beeinflussung der Bodenfauna durch Düngung. Untersuchungen auf dem Dauerdüngeversuch Dikopshof bei Bonn. Monographien zur Angewandten Entomologie, Beihefte Z. angew. Entomol. Paul Parey, Hamburg, Berlin, 167 S.
- HERGARTEN, W. (1985): Die Collembolenfauna verschieden bewirtschafteter Flächen am Niederrhein. Dechenania (Bonn) 138, 135-148.
- HEUPEL, K. (2002): Reaktionen von Collembolen unterschiedlicher Strata auf ausgewählte Pflanzenschutzmittel und ihre Wirkstoffe in Toxizitäts- und Verhaltenstests. Dig. Diss. FU Berlin. <http://www.diss.fu-berlin.de/2002///111/index.html>, 198 S.
- HILDEBRAND M., TEBBE, C., GEIDER, K. (2001): Survival studies with the fire blight pathogen *Erwinia amylovora* in soil and in a soil-inhabiting insect. J. Phytopathol. 149, 635-639.
- HIRST, S., MAULIK, S. (1926): On some arthropod remains from the Rhynie chert (Old Red Sandstone). Geological Magazine 63, 69-71.
- HOFFMANN, A. (2002): Untersuchungen zum Plasmidtransfer zwischen Mikroorganismen im Darm von ausgewählten Bodentieren. Diss. TU München, 94 S.
- HÖPER, H., HEINEMEYER, O., KLEEFISCH, B. (1997): Erfassung bodenmikrobiologischer Parameter im Rahmen der Bodendauerbeobachtung in Niedersachsen: Methodische Aspekte und Ergebnisse. VDLUFA-SchrR 46, 763-766.
- HOPKIN, S.P. (1997): Biology of the springtails (Insecta: Collembola). Oxford University Press, Oxford, New York, Tokyo, 330 S.
- HOUSE, G.J., STINNER, R.E. (1987): Decomposition of plant residues in no-tillage agroecosystems: Influence of litterbag mesh-size and soil arthropods. Pedobiologia 30, 351-360.
- HOUX, N.W.H., DEKKER, A., VAN KAMMEN-POLMAN, A.M.M., RONDAY, R. (1996): Acute toxicity test for terrestrial hazard assessment with exposure of *Folsomia candida* to pesticides in an aqueous medium. Arch. Environ. Con. Tox. 30, 9-14.
- HOWARD, P.J.A. (1967): A method for studying respiration and decomposition of litter. In: GRAFF, O. SATCHELL, J.E. (Hrsg.): Progress in soil biology. Proceedings of the colloquium on dynamics of soil communities, Vieweg & Sohn, Braunschweig, 464-472.
- HÜTHER, W. (1961): Ökologische Untersuchungen über die Fauna pfälzischer Weinbergsböden mit besonderer Berücksichtigung der Collembolen und Milben. Zool. Jb. Syst. 89, 243-368.
-

- HU, S., VAN BRUGGEN, A.H.C. (1997): Microbial dynamics associated with multiphasic decomposition of ^{14}C -labelled cellulose in soil. *Microbial Ecol.* 33, 134-143.
- HUANG, P. (1992): Draft guideline on testing the effects of plant protection agents on *Isotoma tigrina* Nicolet (Collembola). Bulletin of the International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants. West Palaearctic Regional Section (IOBC/WPRS) 15, 122-130.
- HUHTA, V., SULKAVA, P., VIBERG, K. (1998): Interaction between enchytraeid (*Cognettia sphagnetorum*), microarthropod and nematode populations in forest soil at different moistures. *Appl. Soil Ecol.* 9, 53-58.
- HUHTA, V., WRIGHT, D.H., COLEMAN, D.C. (1989): Characteristics of defaunated soil. I. A comparison of three techniques applied to two different soils. *Pedobiologia* 33, 417-426.
- HUNT, H.W., COLEMAN, D.C., INGHAM, E.R., ELLIOTT, E.T., MOORE, J.C., ROSE, S.L., REID, C.P.P., MORLEY, C.R. (1987): The detrital foodweb in a short grass prairie. *Biol. Fertil. Soils* 3, 57-68.
- HUTSON, B.R. (1978a): Effects of variation of the plaster-charcoal culture method on a collembolan: *Folsomia candida*. *Pedobiologia* 18, 138-144.
- HUTSON, B.R. (1978b): Influence of pH, temperature and salinity on the fecundity and longevity of four species of Collembola. *Pedobiologia* 18, 163-179.
- HUTTER, W. (2003): Der Boden, das Kapital eines Landwirts. http://www.lfs-lambach.eduhi.at/absolventen/laab/laab2003_1/boden_kapital.htm
- IGLISCH, I. (1981): Bodenarthropoden als Testorganismen in der Ökotoxikologie. *Anz. Schädlingskd. Pfl.* 54, 17-22.
- INSAM, H. (1997): Substrate utilization tests in microbial ecology. A preface to the special issue of the *Journal of Microbiological Methods*. *J. Microbiol. Meth.* 30, 1-2.
- INSAM, H. (2001): Developments in soil microbiology since the mid 1960s. *Geoderma* 100, 389-402.
- INSAM, H., BÄATH, E., BERRECK, M., FROSTEGÅRD, A., GERZABEK, M.H., KRAFT, A., SCHINNER, F., SCHWEIGER, P., TSCHUGGNALL, G. (1999): Responses of the soil microbiota to elevated CO_2 in an artificial tropical ecosystem. *J. Microbiol. Meth.* 36, 45-54.
- INSAM, H., MITCHEL, C.C., DORMAR, J.F. (1991): Relationship of soil microbial biomass and activity with fertilization practice and crop yield of three ultisols. *Soil Biol. Biochem.* 23, 459-464.
- ISERMAYER, H. (1952): Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Carbonate im Boden. *Z. Pflanz. Bodenkunde* 56, 26-38.
- ISO (1999): Soil quality – Inhibition of reproduction of Collembola (*Folsomia candida*) by soil pollutants, Rep. No. ISO 11267:1999 (E). International standardization organization, Genf.
- ITO, Y. (1964): Preliminary studies on the respiratory energy loss of a spider, *Lycosa pseudoannulata*. *Res. Population Ecol.* 6, 13-21.
- JAGERS OP AKKERHUIS, G. (1993): Physical conditions affecting pyrethroid toxicity in arthropods. Diss. Univ. Wageningen, 197 S.
- JANCKE, G. (1989): Modellversuche zur subakuten und subletalen Wirkung von Herbiziden auf Collembolen im Hinblick auf ein Testsystem für Umweltchemikalien. *Zool. Beitr.* 32 (2), 261-299.
-

- JANSSEN, M. (1991): Turnover of cadmium through soil arthropods. Diss. Univ. Amsterdam, 136 S.
- JENKINSON, D.S., POWLSON, D.S. (1976): The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. *Soil Biol. Biochem.* 8, 167-213.
- JOOSE, E.N.G. (1970): The formation and biological significance of aggregations in the distribution of Collembola. *Neth. J. Zool.* 20, 299-314.
- KAMPICHLER, C., BRUCKNER, A., KANDELER, E., BAUER, R., WRIGHT, J. (1995): A mesocosm study design using undisturbed soil monoliths. *Acta Zool. Fennica* 196, 71-72.
- KAMPICHLER, C., ROLSCHEWSKI, J., DONNELLY, D.P., BODDY, L. (2004): Collembolan grazing affects the growth strategy of the cord-forming fungus *Hypholoma fasciculare*. *Soil Biol. Biochem.* 36, 591-599.
- KAMPMANN, T. (1994): Entwicklung eines standardisierten Labortests mit Köderstreifen für ökotoxikologische Prüfungen: Erste Vorversuche. *Braunsch. Naturkd. Schr.* 4 (3), 681-686.
- KANDELER, E., KAMPICHLER, C., JOERGENSEN, R.G., MOLTER, K. (1999): Effects of mesofauna in a spruce forest on soil microbial communities and N-cycling in field mesocosms. *Soil Biol. Biochem.* 31 (13), 1783-1792.
- KANDELER, E., WINTER, B., KAMPICHLER, C., BRUCKNER, A. (1994): Effects of mesofaunal exclusion on microbial biomass and enzymatic activities in field mesocosms. In: RITZ, K., DIGHTON, J., GILLER, K.E.: *Beyond the biomass. Compositional and functional analysis of soil microbial communities.* Wiley & Sons, Chichester, 181-189.
- KARG, W. (1967): Veränderungen in den Bodenlebensgemeinschaften durch die Einwirkung von Pflanzenschutzmitteln. In: GRAFF, O., SATCHELL, J.E. (Hrsg.): *Progress in soil biology. Proceedings of the colloquium on dynamics of soil communities,* Vieweg & Sohn, Braunschweig, 310-319.
- KELLER, H. (1951): Über die Wirkung einer Bodenbegiftung mittels DDT- und Hexa-Mitteln auf die Kleinarthropoden, insbesondere Collembolen. *Die Naturwissenschaften* 38, 480-481.
- KHOTKO, L.I. (1988): Recent studies of the soil animal population structure in agrocenoses of the USSR. *Pedobiologia* 1, 53-74, 77-98.
- KIBBLE, K.A. (1966): Physiological activity in a pinewood soil. Diss. Univ. Liverpool, 127 S.
- KICK, H., MASSEN, G.G. (1976): Stickstofffestlegung und Stickstoffverfügbarkeit bei Maisstrohdüngung. *Landwirt. Forsch.* 29, 63-77.
- KIRITA, H., HOZUMI, K. (1966): Re-examination of the absorption method for measuring soil respiration under field conditions. I. Effects of the amount of KOH on absorbed values. *Phys. and Ecol.* 14, 23-31.
- KIRSCHBAUM, M.U.F. (1995): The temperature dependence of soil organic matter decomposition and the effect of global warming on soil organic C storage. *Soil Biol. Biochem.* 27, 753-760.
- KISS, I., BAKONYI, G. (1992): Guideline for testing the effects of pesticides on *Folsomia candida* Willem (Collembola): Laboratory tests. Bulletin of the International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants. West Palaearctic Regional Section (IOBC/WPRS) 15, 131-137.
- KJØLLER, A., STRUWE, S. (1982): Microfungi in ecosystems: Fungal occurrence and activity in litter and soil. *Oikos* 38, 391-422.
-

- KLIRONOMOS, J.N., MOUTOGLIS, P. (1999): Colonization of nonmycorrhizal plants by mycorrhizal neighbours as influenced by the collembolan *Folsomia candida*. Biol. Fertil. Soils 29, 277-281.
- KLIRONOMOS, J.N., URSIC, M. (1998): Density-dependent grazing on the extraradical hyphal network of the arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus intraradices*, by the collembolan *Folsomia candida*. Biol. Fertil. Soils 26, 250-253.
- KLIRONOMOS, J.N., WIDDEN, P., DESLANDES, I. (1992): Feeding preferences of the collembolan *Folsomia candida* in relation to microfungal successions on decaying litter. Soil. Biol. Biochem. 24, 685-692.
- KÖHLER, W., SCHACHTEL, G., VOLESKE, P. (1984): Biometrie - Einführung in die Statistik für Biologen und Agrarwissenschaftler. Springer, Berlin u.a., 255 S.
- KOVAC, L., MIKLISOVA, D. (1997): Collembolan communities (Hexapoda, Collembola) in arable soils in East Slovakia. Pedobiologia 41, 62-68.
- KRAVE, A. S. (2002): Exploring ecology underground: microbial community structure and nitrogen transformations in tropical soil. Diss. Univ. Amsterdam, 141 S.
- KREYSZIG, E. (1982): Statistische Methoden und ihre Anwendungen. 7. Aufl. Vandenhoeck & Ruprecht, Göttingen, 451 S.
- KROGH, P.H. (1994): Microarthropods as bioindicators. A study of disturbed populations. Diss. National Environmental Institute, Silkeborg, Dänemark, 96 S.
- KÜHNELT, W. (1950): Bodenbiologie. Verlag Herald, Wien, 368 S.
- KÜHNELT, W. (1963): Funktionelle Beziehungen zwischen Bodentieren und Mikroorganismen. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 33-41.
- KUHNERT-FINKERNAGEL, R. (1993): Bestimmung der Biomasse mittels Fumigation-Inkubation. In: SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.): Bodenbiologische Arbeitsmethoden. 2. Aufl., Springer, Berlin u.a., S. 55-59.
- KURČEVA, G.F. (1963): Wirbellose Tiere als Faktor der Zersetzung von Waldstreu. Pedobiologia 4, 7-30.
- LARINK, O. (1991): Bodentiere als Bewohner und Gestalter des Bodenraumes. Berichte über Landwirtschaft, Sonderheft 204, 83-95.
- LARINK, O. (1997): Springtails and mites: important knots in the food web of soils. In: BENCKISER, G. (Hrsg.): Fauna in soil ecosystems: recycling processes, nutrient fluxes, and agricultural production. Dekker, New York, 225-264.
- LARINK, O., JOSCHKO, M. (1999): Einfluss der Standort- und Bodeneigenschaften auf die Bodenfauna. In: BLUME, H.-P. ET AL.: Handbuch der Bodenkunde. Ecomed, Landsberg, 7. Erg. Lfg. 12/99, Kapitel 2.4.2., 41 S.
- LARSEN, J., JAKOBSEN, I. (1996): Interactions between a mycophagous Collembola, dry yeast and the external mycelium of an arbuscular mycorrhizal fungus. Mycorrhiza 6 (4), 259-264.
- LEE, K.E. (1985): Earthworms – Their ecology and relationships with soils and land use. Academic Press, Sydney, 411 S.
- LENHARD, G. (1956): Die Dehydrogenaseaktivität des Bodens als Maß für Mikroorganismen-tätigkeit in Boden. Z. PflErnähr. Düng. Bodenk. 73, 1-11.
- LIGHTHART, T.M. (1996): Development of earthworm burrow systems and the influence of earthworms on soil hydrology. Diss. Univ. Wageningen, 140 S.
-

- LIGHTHART, T.M., BOND, H. (1976): Design and preliminary results from soil/litter microcosms. *Int. J. Environ. Stud.* 10, 51-58.
- LØKKE, H., VAN GESTEL, C.A.M. (1998): Handbook of invertebrate toxicity tests. John Wiley & Sons, Chichester u.a., 281 S.
- LORENZ, R.J. (1988): Grundbegriffe der Biometrie. 2. Aufl., G. Fischer, Stuttgart, 241 S.
- LÜBBEN, B. (1991): Auswirkungen von Klärschlamm Düngung und Schwermetallbelastung auf die Collembolenfauna eines Ackerbodens. Diss. Univ. Braunschweig, 140 S.
- LUXTON, M. (1982): 7. Quantitative utilization of energy by the soil fauna. In: PETERSEN, H.: Quantitative ecology of microfungi and animals in soil and litter. *Oikos* 39, 342-354.
- LYNCH, J.M. (1979): Straw residues as substrate for growth and product formation by soil microorganisms. In: GROSSBARD, E.: Straw decay and its effect on disposal and utilization. Proc. of a symposium on straw decay and workshop on assessment techniques held at Hatfield Polytechnic, 10.-14.04.1979, Wiley & Sons, Chichester u.a., 47-55.
- LYNCH, J.M. (1985): Microbial saprophytic activity on straw and other residues: consequences for the plant. In: FITTER, A.H., ATKINSON, D., READ, D.J., USHER, M.B. (Hrsg.): Ecological interactions in soil: Plants, microbes and animals. Special publication no. 4 of the British Ecological Society. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 181-192.
- LYNCH, J.M., BENEDETTI, A., INSAM, H., NUTI, M.P., SMALLA, K., TORSVIK, V., NANNIPIERI, P. (2004): Microbial diversity in soil: ecological theories, the contribution of molecular techniques and the impact of transgenic plants and transgenic microorganisms. *Biol. Fertil. Soils* 40, 363-385.
- MACFADYEN, A. (1953): Notes on methods for extracting small soil arthropods. *J. Anim. Ecol.* 22, 65-77.
- MACFADYEN, A. (1961a): Metabolism of soil invertebrates in relation to soil fertility. *Ann. Appl. Biol.* 49, 215-218.
- MACFADYEN, A. (1961b): Improved funnel-type extractors for soil arthropods. *J. Anim. Ecol.* 30, 171-184.
- MACFADYEN, A. (1962): Soil arthropod sampling. *Adv. Ecol. Res.* 1, 1-34.
- MACFADYEN, A. (1963): The contribution of the fauna to the total soil metabolism. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 3-17.
- MACFADYEN, A. (1970): Simple methods for measuring and maintaining the proportion of carbon dioxide in air, for use in ecological studies of soil respiration. *Soil Biol. Biochem.* 2, 9-18.
- MACMILLAN, J.H. (1976): Laboratory observations on the food preference of *Onychiurus armatus* (Tullb.) GISIN (Coll. Fam. Onychiuridae). *Rev. Écol. Biol. Sol* 13, 353-364.
- MALKOMES, H.-P. (1986): Einfluß der Glucosemenge auf die Reaktion der Kurzzeitatmung im Boden gegenüber Pflanzenschutzmitteln, dargestellt am Beispiel eines Herbizides. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 38 (8), 113-120.
- MALKOMES, H.-P. (1987): Einfluß kurzfristiger Lagerung von Bodenproben auf die Anwendbarkeit von Kurzzeit-Atmungsmessungen für Herbizid-Nebenwirkungsuntersuchungen. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 39 (7), 105-109.
- MALKOMES, H.-P. (1989): Einfluß von Simazin unter Laborbedingungen auf die mikrobielle Aktivität eines langfristig unterschiedlich unkrautfrei gehaltenen Bodens einer Obstanlage. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 41 (2), 25-30.
-

- MALLOW, D., SNIDER, R.J., ROBERTSON, L.S. (1985): Effects of different management practices on Collembola and Acarina in corn production systems. II. The effect of moldboard plowing and atrazine. *Pedobiologia* 28, 115-131.
- MAMILOV, A.S., BYZOV, B.A., POKARZHEVSKII, A.D., ZVYAGINTSEV, D.G. (2000): Regulation of the biomass and activity of soil microorganisms by microfauna. *Microbiology* 69 (5), 612-621.
- MAMILOV, A.S., BYZOV, B.A., ZVYAGINTSEV, D.G., DILLY, O.M. (2001): Predation on fungal and bacterial biomass in a soddy-podzolic soil amended with starch, wheat straw and alfalfa meal. *Appl. Soil Ecol.* 16 (2), 131-139.
- MARAUN, M., MARTENS, H., MIGGE, S., THEENHAUS, A., SCHEU, S. (2003): Adding to „the enigma of soil animal diversity“: fungal feeders and saprophagous soil invertebrates prefer similar food substrates. *Eur. J. Soil Biol.* 39, 85-95.
- MARSCHNER, A., TERYTZE, K. (1998): Ökotoxikologische und analytische Untersuchungen als Bewertungsmaßstäbe im Rahmen einer biologischen Bodensanierung. In: UMWELTBUNDESAMT: Verbundvorhaben Langzeit- und Remobilisierungsverhalten von Schadstoffen. Statusseminar 22./23.9.1998 in Bremen.
- MASSOUD, Z., BETSCH-PINOT, M.C. (1974): Observations sur la ponte de *Proisotoma minuta* (Collembola: Isotomidae). *Pedobiologia* 14, 208-212.
- MCBRAYER, J.F., REICHLE, D.E. (1971): Trophic structure and feeding rates of forest soil invertebrate populations. *Oikos* 22, 381-388.
- MCGONIGLE, T.P., FITTER, A.H. (1988): Ecological consequences of arthropod grazing on VA mycorrhizal fungi. *Proc. R. Soc. Edinburgh* 94B, 25-32.
- MEBES, K.-H. (1999): Collembolengemeinschaften in Agroökosystemen: Steuerung durch Umweltfaktoren – Einfluss auf den Stoffumsatz. Diss. Univ. Bayreuth. FAM-Bericht Band 33. Shaker, Aachen, 179 S.
- MEYER, E. (1993): Bodenzoologische Methoden – Einleitung, Mesofauna, Makrofauna, Einfluß von Bodenorganismen auf Stoffumsetzungen. In: SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.): *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. 2. Aufl., Springer, Berlin u.a., 285-288, 312-342.
- MIGNOLET, R. (1972): État actuel des connaissances sur les relations entre la microfaune et la microflore édaphique. *Rev. Ecol. Biol. Sol* 9, 655-670.
- MIKOLA, J., SETÄLÄ, H. (1998): Productivity and trophic-level biomasses in a microbial-based soil food web. *Oikos* 82, 158-168.
- MILNE, S. (1960): Studies on the life histories of various species of arthropleone Collembola. *Proc. R. Soc. London (A)* 35, 133-140.
- MONDINI, C., INSAM, H. (2005): Effect of inoculum standardization on community level physiological profiles of compost samples. *Compost Sci. Util.* 13, 27-33.
- MONDINI, C., INSAM, H. (2003): Community level physiological profiling as a tool to evaluate compost maturity. *Eur. J. Soil Biol.* 39, 141-148.
- MOORE, J.C., ST. JOHN, T.V., COLEMAN, D.C. (1985): Ingestion of vesicular-arbuscular hyphae and spores by soil microarthropods. *Ecology* 66, 1979-1981.
- MÜLLER, G., RAUHE, K. (1959): Zur Tiefkultur auf leichten Böden im besonderen Hinblick auf die Bodenbiologie. *Z. Acker. Pflanzenbau* 109, 309-322.
- NAGEL, R. (1996): Die Bedeutung von Regenwürmern für den C- und N-Umsatz in einer heterogenen Agrarlandschaft. Diss. TU München. FAM-Bericht 11, 126 S.

- NAGLITSCH, F. (1961): Untersuchungen über die Collembolenfauna unter Luzernebeständen auf verschiedenen Böden und eines Luzerne-Fruchtfolge-Versuches auf lehmigen Sandböden. Diss. Univ. Leipzig, 157 S.
- NAGLITSCH, F. (1963): Untersuchungen über Individuen- und Artenzahl der Collembolen auf leichten und schweren Böden. In: DOEKSEN, J., VAN DER DRIFT, J.: Soil organisms, North-Holland Publishing Company, Amsterdam, 395-406.
- NAGLITSCH, F. (1965): Methodische Untersuchungen über den Einfluß von Bodenarthropoden auf die Humifizierung organischer Substanzen. *Pedobiologia* 5, 50-64.
- NAGLITSCH, F. (1966): Über die Veränderungen der Zusammensetzung der Mesofauna während der Rotte organischer Substanzen im Boden. *Pedobiologia* 6, 178-194.
- NAKAMURA, Y., MATSUZAKI, I., ITAKURA, J. (1992): Effect of grazing by *Sinella curviseta* (Collembola) on *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* causing cucumber disease. *Pedobiologia* 36, 168-171.
- NANNIPIERI, P., GREGO, S., CECCANTI, B. (1990): Ecological significance of the biological activity in soil. In: BOLLAG, J.M., STOTZKY, G. (Hrsg.) Soil Biochemistry. Marcel Dekker, New York, USA, 6, 293-355.
- NEBELUNG, K. (1988): Vorarbeiten zur Entwicklung eines Freilandtests zur Prüfung von Insektiziden. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 138 S.
- ODUM, H. T., JORDAN, C.F. (1970): Metabolism and evaporation of the lower forest in a giant plastic cylinder. In: ODUM, H. T. (Hrsg.): A tropical rainforest. Division of technical information, U.S. Atomic Energy Commission, Washington D.C., Chapter I-9, 165-190.
- ODUM, H. T., LUGO, A. (1970): Metabolism of forest-floor microcosms. In: ODUM, H. T. (Hrsg.): A tropical rainforest. Division of technical information, U.S. Atomic Energy Commission, Washington D.C., Chapter J-3, 35-56.
- OECD TG 207 (1994): Manual for investigation of HPV chemicals. Annex 1: OECD test guidelines for studies included in the SIDS. Earthworm acute toxicity tests. Adopted 4th April, Paris. <http://www.oecd.org/document>
- OECD TG 216 (2000): Manual for investigation of HPV chemicals. Annex 1: OECD test guidelines for studies included in the SIDS. Soil microorganisms: nitrogen transformation test. Adopted 21st January, Paris. <http://www.oecd.org/document>
- OESTERREICHER, W. (1990): Ökologische Bedeutung der Algen im Boden. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. (Braunschweig)* 42 (8), 122-126.
- ÖHLINGER, R. (1993): Bestimmung der maximalen Wasserkapazität im Laborversuch. In: SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.): Bodenbiologische Arbeitsmethoden. 2. Aufl., Springer, Berlin u.a., S. 345.
- OTTOW, J.C.G. (1985): Einfluß von Pflanzenschutzmitteln auf die Mikroflora von Böden. *Naturwissenschaftliche Rundschau* 38 (5), 181-189.
- OVERGAARD NIELSEN, C. (1949): Studies on the soil microfauna. 2. The soil inhabiting nematodes. *Nat. Jutl.* 2, 1-131.
- PALISSA, A. (1964): Apterygota - Urinsekten. In: BROHMER, P., EHRLMANN, P., ULMER, G. (Hrsg.): Die Tierwelt Mitteleuropas. Quelle & Meyer, Leipzig, 407 S.
- PARKINSON, D., GRAY, T.R.G., WILLIAMS, S.T. (1971): Methods for studying the ecology of soil microorganisms. IBP Handbook No. 19, Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 116 S.
-

- PARKINSON, D., VISSER, S., WHITTAKER, J. (1977): Effects of collembolan grazing on fungal colonization of leaves. In: LOHM, U., PERSSON, T. (Hrsg.): Soil organisms as components of ecosystems. Proc. 6th Int. Coll. Soil Zool., Ecol. Bull. (Stockholm) 25, 75-79.
- PARKINSON, D., VISSER, S., WHITTAKER, J. (1979): Effects of collembolan grazing on fungal colonization of leaf litter. Soil Biol. Biochem. 11, 529-535.
- PARLE, J.N. (1963): Micro-organisms in the intestines of earthworms. J. Gen. Microbiol. 31, 1-11.
- PARLE, J.N. (1962): A microbial study of earthworm casts. J. Gen. Microbiol. 31, 13-22.
- PAULI, W., LOUIS, A., KÜHNLE, S., BERGER, S., POKA, V. (2000): Entwicklung und Einsatz eines standardisierten Testsystems mit Bodenprotozoen. In: Leitfaden „Biologische Verfahren zur Bodensanierung“, TV 4.2.2: Bodenzoologische Testmethoden – Bodenprotozoen, FU Berlin, Institut für Biologie – Ökotoxikologie/Biochemie, 30 S.
- PETERSEN, H. (1975): Estimation of dry weight, fresh weight and calorific content of various collembolan species. Pedobiologia 15, 222-243.
- PETERSEN, H. (1994): A review of collembolan ecology in ecosystem context. Acta Zool. Fennica 195, 111-118.
- PETERSEN, H., LUXTON, M. (1982): A comparative analysis of soil fauna populations and their role in decomposition processes. In: PETERSEN, H. (Hrsg.): Quantitative ecology of microfungi and animals in soil and litter. Oikos 39, 287-388.
- PFEIFF, G. (1996): Laboruntersuchungen zur qualitativen und quantitativen Erfassung der Fraßaktivität an Köderstreifen und Vergleich von Köderstreifen und Minicontainern auf Ackerböden unterschiedlicher N-Düngung. Diplomarbeit, Zoologisches Institut TU Braunschweig, 90 S.
- PFLANZENSCHUTZGESETZ - PflSchG (1986): Gesetz zum Schutz der Kulturpflanzen. Fassung vom 15. September 1986, BGBl. I 1986, S. 1505.
- PFLANZENSCHUTZGESETZ – PflSchG (1998): Gesetz zum Schutz der Kulturpflanzen. Fassung vom 14. Mai 1998, BGBl. I 1998 S. 971, berichtigt am 18. Juni 1998, BGBl. I 1998 S. 1527 und am 27. November 1998, BGBl. I 1998, S. 3512.
- PHILLIPS, C.T., CHECKAI, R.T., KUPERMAN, R.G., SIMINI, M., KOLAKOWSKI, J.E., KURNAS, C.W. (2004): Environmental toxicity of the explosives RDX and TNT in soil to the soil invertebrate *Folsomia candida*. SETAC 25th annual meeting in North America. <http://www.asc2004.com/Manuscripts/session0/OS-21.pdf>
- PHILLIPSON, J. (1962): Respirometry and the study of energy turnover in natural systems with particular reference to harvest spider (Phalangidae). Oikos 13, 311-322.
- POINSOT, N. (1966): Sur un comportement constructeur chez le collembole *Isotomurus sp.* Relation entre ce comportement et le phénomène de l'écomorphose. Rev. Écol. Biol. Sol. 3, 585-588.
- POOLE, T.B. (1959): Studies on the food of Collembola in a Douglas fir plantation. Proc. Zool. Soc. London 132, 71-82.
- POOLE, T.B. (1961): An ecological study of the Collembola in a coniferous forest soil. Pedobiologia 1, 113-137.
- POOLE, T.B. (1962): The effect of some environmental factors on the pattern of distribution of soil Collembola in a coniferous woodland. Pedobiologia 2, 169-182.
- POST, D.M. (2002): Using stable isotopes to estimate trophic position: models, methods, and assumptions. Ecology 83, 703-718.

- POTAPOV, M. (2001). Synopses on Palaearctic Collembola, Vol. 3. Isotomidae. Abh. Naturkundemus. Görlitz. 73(2), 1-603.
- PRASSE, J. (1975): The effect of the herbicides 2,4-D and Simazin on the coenosis of Collembola and Acari in arable soil. In: VANEK, J. (Hrsg.): Progress in soil zoology. Proceedings of the 5th international colloquium on soil zoology, Prag, 17.-22.09.1973, Academia, Publishing House of the Czechoslovak Academy of Sciences, Prag, 469-480.
- REBER, H.H., WENDEROTH, D.F. (1997): Diversität und metabolische Vielseitigkeit von Mikroorganismengemeinschaften im Boden. In: BMVEL (Hrsg.): Biologische Vielfalt in Ökosystemen – Konflikt zwischen Nutzung und Erhaltung. Reihe A: Angewandte Wissenschaft 465, 168-184.
- REICHLÉ, D.E. (1977): The role of invertebrates in nutrient cycling. In: LOHM, U., PERSSON, T. (Hrsg.): Soil organisms as components of ecosystems. Ecol. Bull. 25, 145-154.
- RIEPERT, F., KULA, C. (1996): Development of laboratory methods for testing effects of chemicals and pesticides on Collembola and earthworms. Mitt. a. d. Biol. Bundesanst. für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem, Heft 320, 81 S.
- RÖMBKE, J., HEIMBACH, F., HOY, S., KULA, C., SCOTT-FORDSMAND, J., SOUSA, P., STEPHENSON, G., WEEKS, J. (Hrsg.) (2003): Effects of plant protection products on functional endpoints in soil (EPFES). Lissabon, 24.-26.4.2002. SETAC Press, Pensacola, Florida, USA, 109 S.
- RÖSKE, H. (1986): Ökologische Untersuchungen an Collembolen auf Zuckerrübenfeldern. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 65 S.
- RÖSKE, H. (1993): Untersuchung und Simulation der zeitlichen Dynamik von Collembolen auf verschiedenen Ackerstandorten. Diss. Univ. Braunschweig, 152 S.
- RÖSKE, H., LARINK, O. (1990): Collembolenfauna auf unterschiedlich bewirtschafteten Ackerflächen. Verh. Ges. Ökol. XIX/II: 268-275.
- RUSEK, J. (1975): Die bodenbildende Funktion von Collembolen und Acarina. Pedobiologia. 15, 299-308.
- RUSEK, J. (1989): Ecology of Collembola. In: DALLAI, R. (Hrsg.): 3rd Intern. Sem. Apterygota, Siena, 283-290.
- RUSEK, J. (1998): Biodiversity of Collembola and their functional role in the ecosystem. Biodivers. Conserv. 7 (9), 1207-1219.
- SABATINI, M.A., INNOCENTI, G. (2001): Effects of Collembola on plant-pathogenic fungus interactions in simple experimental systems. Biol. Fertil. Soils 33 (1), 62-66.
- SACHSE, B. (1978): Kalkulation der Zersetzungsleistung von Collembolen und Milben in einem Ackerboden. Pedobiologia, 384-388.
- SCHACHTSCHABEL, P., BLUME, H.P., BRÜMMER, G., HARTGE, K.N., SCHWERTMANN, U. (1989): Scheffer/Schachtschabel, Lehrbuch der Bodenkunde. 12. Aufl., Enke, Stuttgart, 491 S.
- SCHAEFER, M., SCHAUERMANN, J. (1994): The soil fauna of a beech forest: comparison between a mull and a moder soil. Pedobiologia 34, 299-314.
- SCHAEFER, M., SCHINK, B. (1994): 4.1. Theoretische Grundlagen. In: AG „ÖKOTOXIKOLOGIE“ DER SENATSKOMMISSION ZUR BEURTEILUNG VON STOFFEN IN DER LANDWIRTSCHAFT (Hrsg.): Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln. Sachstandsbericht/Deutsche Forschungsgemeinschaft. Weinheim, VCH, 147-173.
- SCHALLER, F. (1949): Die Collembolen in der Ökologie. Die Naturwissenschaften (10) 36, 296-299.

- SCHALLER, F. (1950): Biologische Beobachtungen an humusbildenden Bodentieren, insbesondere Collembolen. Zool. Jb. (Syst.) 78, 506-525.
- SCHEU, S., FOLGER, M. (2004): Single and mixed diets in Collembola: effects on reproduction and stable isotope fractionation. *Funct. Ecol.* 18, 94-102.
- SCHEU, S., SIMMERLING, F. (2004): Growth and reproduction of fungal feeding Collembola as affected by fungal species, melanin and mixed diets. *Oecologia* 139 (3), 347-353.
- SCHEU, S., THEENHAUS, A., JONES, H. (1999): Links between the detritivore and the herbivore system: effects of earthworms and Collembola on plant growth and aphid development. *Oecologia* 119 (4), 541-441.
- SCHICK, H., KREIMES, K. (1993): Der Einsatz von Collembolen als Bioindikatoren. In: EHRNSBERGER, R. (Hrsg.): *Bodenmesofauna und Naturschutz. Informationen zu Naturschutz und Landschaftspflege in Nordwestdeutschland* 6, 309-323.
- SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.) (1993): *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. 2. Aufl., Springer, Berlin u.a., 389 S.
- SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.) (1996): *Methods in soil biology*. Springer, Berlin u.a., 426 S.
- SCHLEGEL, H.G. (1992): *Allgemeine Mikrobiologie*. 7. Aufl., Georg Thieme, Stuttgart, New York, 634 S.
- SCHMIDT, O., CURRY, J.P., DYCKMANS, J., ROTA, E., SCRIMGEOUR, C.M. (2004): Dual stable isotope analysis ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{14}\text{N}$) of soil invertebrates and their food sources. *Pedobiologia* 48, 171-180.
- SCHNÜRER, J., ROSSWALL, T. (1982): Fluorescein diacetate hydrolysis as a measurement of total microbial activity in soil and litter. *Appl. Environ. Microb.* 43, 1256-1261.
- SCHRADER, G. (1998): Erprobung mikrobiologischer und zoologischer (Öko-)Toxizitätstests für UTP-relevante Abfalleluat. Diss. Univ. Braunschweig, 150 S.
- SCHRADER, S., JOSCHKO, M., KULA, H., LARINK, O. (1995): Earthworm effects on soil structure with emphasis on soil stability and soil water movement. In: HARTGE, K.H., STEWART, B.A. (Hrsg.): *Soil structure. Its development and function*. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida, USA, 109-134.
- SCHREINER, R.P., BETHLENFALVAY, G.J. (2003): Crop residue and Collembola interact to determine the growth of mycorrhizal pea plants. *Biol. Fertil. Soils* 39, 1-8.
- SCHRÖDER, H. (1980): *Mikrobiologisches Praktikum*. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin, 220 S.
- SCHULZ, H.-J., BRETTFELD, G., ZIMDARS, B. unter Mitarbeit von Dunger, W., Hüther, W., Potapov, M. (1996-2005): Checklist of the Collembola: Nomina Collembola Germanica. In: Checklist of the Collembola of the world.
<http://www.collembola.org/publicat/collgerm.htm> – last updated on 2002.12.02 by Frans Janssens.
- SEASTEDT, T.R. (1984): The role of microarthropods in decomposition and mineralization processes. *Annu. Rev. Entomol.* 29, 25-46.
- SETÄLÄ, H., HAIMI, J., HUHTA, V. (1988): A microcosm study on the respiration and weight loss in birch litter and raw humus as influenced by soil fauna. *Biol. Fertil. Soils* 5, 282-287.
- SETÄLÄ, H., MARTIKAINEN, E., TYYNISMAA, M., HUHTA, V. (1990): Effects of soil fauna on leaching of nitrogen and phosphorus from experimental systems simulating coniferous forest floor. *Biol. Fertil. Soils* 10, 170-177.

- SHEALS, J. (1956): Soil population studies. I. The effect of cultivation and treatment with insecticides. B. Entmol. Res. 47, 803-822.
- SIEDENTOP, S. (1993): Entwicklung eines Streuabbau-Tests zur Prüfung von Pflanzenschutzmittelauswirkungen auf die Bodenmesofauna. Diss. Univ. Braunschweig, 114 S.
- SIEPEL, H. (1994): Structure and function of soil microarthropod communities. Diss. Univ. Wageningen, 136 S.
- SIMON, H.R. (1967): Zur Stellung der Collembolen (Apterygota) im Nahrungssystem terrestrischer Lebensräume. Z. Pflanzenk. Pflanzen. 74, 354-366.
- SITCH, J.C., JACKSON, C.W. (1997): Pre-penetration events affecting host specificity of *Verticillium lecanii*. Mycol. Res. 101, 535-541.
- SMIT, C.E. (1997): Field relevance of the *Folsomia candida* soil toxicity test. Diss. Univ. Utrecht, 157 S.
- SMITH, T.M. (1997): Pairwise combinations of seven species of collembola in culture. Masterthesis, California State University, Northridge, 117 S.
- SNIDER, R. (1971): Laboratory observations on the biology of *Folsomia candida* (Willem) (Collembola: Isotomidae). Rev. Écol. Biol. Sol 10 (1), 103-124.
- SOLGER, M. (1980): Untersuchungen zur Ökologie der Collembolen (Apterygota, Insecta) in konventionell und biologisch-dynamisch bewirtschafteten Ackerböden. Diplomarbeit, FU Berlin, 132 S.
- SONNEMANN, I. (2003) Interaktionen zwischen Pflanzen und Bodenlebewelt. Pflanzengesundheit und Ökosystemfunktionen. Diss. Univ. Gießen. 88 S.
- SONODA, R.M. (1978): Effect of shoot residues of legumes incorporated in soil on *Sclerotium rolfsii*. Soil and Crop Science Society of Florida Proceedings 38, 42-45.
- SPAHR, H.J. (1981): Die bodenbiologische Bedeutung von Collembolen und ihre Eignung als Testorganismen für die Ökotoxikologie. Anz. Schädlingkd. Pfl. 54, 27-29.
- SPAHR, H.J. (1983): Experimentell-ökologische Untersuchungen über die Haltungsbedingungen von Collembolen in praxisorientierten Massenzuchten. Z. angew. Zool. 70, 473-504.
- STOTZKY, G. (1997): Quantifying the metabolic activity of microbes in soil. In: HURST, C.J., KNUDSEN, G.R., MCINERNEY, M.J., STETZENBACH, L.D., WALTER, M.V. (Hrsg.): Manual of Environmental Microbiology. 1. Aufl., ASM Press, Washington, 453-458.
- STRELOKE, M., SPANGENBERG, R., FORSTER, R., GUSKE, S., JOERMANN, G., KRAL, G., KULA, C., KULA, H., WEHLING, A., BODE, E. (2001): Schutz des Naturhaushaltes im Zulassungsverfahren für Pflanzenschutzmittel als ein Beitrag zur Gewährleistung biologischer Vielfalt. In: BMVEL (Hrsg.): Biologische Vielfalt mit der Land- und Forstwirtschaft. Reihe A: Angewandte Wissenschaft 494, 202-207.
- SUBAGJA, J., SNIDER, A. (1981): The side effects of the herbicides atrazine and paraquat upon *Folsomia candida* and *Tullbergia granulata* (Insecta, Collembola). Pedobiologia 22, 141-152.
- SVEUM, P. (1987): The influence of grazing by *Hypogastrura viatica* (Insecta: Collembola) on microbial activity in decomposing kelp on Spitzbergen. Polar Res. 5 (1), 71-78.
- SWOBODA, H. (1974): Knaurs Buch der modernen Statistik. Droemer Knaur, München, Zürich, 304 S.
- TAKEDA, H. (1979): Ecological studies on collembolan populations in a pine forest soil. IV. Comparison of distribution patterns. Res. Popul. Ecol. 21, 120-134.

- TEBBE, C.C., ANDERSON, T.-H., LARINK, O., SCHRADER, S. (2001): Biologische Wechselwirkung: Wie wichtig ist Vielfalt für die Funktion von Böden? In: BMVEL (Hrsg.): Biologische Vielfalt mit der Land- und Forstwirtschaft. Reihe A: Angewandte Wissenschaft 494, 160-165.
- TEBBE, C.C., SCHMALENBERGER, A., TRESCHER, K., DOHRMANN, A.B. (2001): PCR-Single Strand Conformation Polymorphism (SSCP): Eine direkte Methode zur Messung der Vielfalt von Bakteriengemeinschaften in Umweltproben. In: BMVEL (Hrsg.): Biologische Vielfalt mit der Land- und Forstwirtschaft. Reihe A: Angewandte Wissenschaft 494, 374-375.
- TEUBEN, A. (1991): Nutrient availability and interactions between soil arthropods and microorganisms during decomposition of coniferous litter: A mesocosm study. Biol. Fert. Soils 10, 256-266.
- TEUBEN, A., VERHOEF, H. A. (1992): Direct contribution of soil arthropods to nutrient availability through body and faecal nutrient content. Biol. Fert. Soils 14, 71-75.
- THALMANN, A. (1967): Über die mikrobielle Aktivität und ihre Beziehungen zu Fruchtbarkeitsmerkmalen einiger Ackerböden unter besonderer Berücksichtigung der Dehydrogenaseaktivität (TTC-Reduktion). Diss. Univ. Gießen, 227 S.
- THALMANN, A. (1968): Zur Methodik der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität im Boden mittels Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC). Landwirt. Forsch. 21, 249-258.
- THIBAUD, J.-M., SCHULZ, H.-J., DA GAMA ASSALINO, M.M. (2004): Synopses on Palaearctic Collembola, Vol. 4. Hypogastruridae. Abh. Naturkundemus. Görlitz, Band 75 (2), 1-287.
- THIELE, A. (1989): Nahrungswahlversuche mit farbmarkierten Bodenpilzen bei Collembolen. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 122 S.
- THIELE, A. (1990): Nahrungswahlversuche mit farbmarkierten Bodenpilzen bei Collembolen. Braunschw. Naturkd. Schr. 3 (3), 637-653.
- THIMM, T. (1993): Nahrungswahlversuch mit Collembolen unter Verwendung von endophytischen Pilzen einer VA Mycorrhiza mit Petersilie. Diplomarbeit, Zoologisches Institut der TU Braunschweig, 162 S.
- THIMM, T., HOFFMANN, A., BORKOTT, H., MUNCH, J.C., TEBBE, C. (1998): The gut of the soil microarthropod *Folsomia candida* (Collembola) is a frequently changeable but selective habitat and a vector for microorganisms. Appl. Environ. Microb. 64 (7), 2660-2669.
- THIMM, T., HOFFMANN, A., MOORE, E.R.B., TEBBE, C. (1997): Diversität von Mikroorganismen aus dem Darm des Bodenarthropoden *Folsomia candida*. Schriftenreihe des Bundesministers für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten, Landwirtschaftsverlag, Münster: Reihe A, Angewandte Wissenschaft 465, 373-374.
- THIMM, T., LARINK, O. (1995): Grazing preferences of some Collembola for endomycorrhizal fungi. Biol. Fert. Soils 19, 266-268.
- THOMPSON, A.R. (1973): Persistence of biological activity of 7 insecticides in soil assayed with *Folsomia candida*. J. Econ. Entomol. 66, 855-857.
- THOMPSON, A.R., GORE, F.L. (1972): Toxicity of 29 Insecticides to *Folsomia candida*: Laboratory studies. J. Econ. Entomol. 65, 1255-1260.
- TOMLIN, A.D. (1975): Toxicity of soil applications of insecticides to three species of spring-tails (Coll.) under laboratory conditions. Can. Entomol. 107, 769-774.
- TROLLDENIER, G. (1993): Zählung von Bakterien nach dem Plattengußverfahren. In: SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R. (Hrsg.): Bodenbiologische Arbeitsmethoden. 2. Aufl., Springer, Berlin u.a., S. 345.

- ULBER, B. (1983): Einfluss von *Onychiurus fimatus* Gisin (Collembola, Onychiuridae) und *Folsomia fimetaria* L. (Collembola, Isotomidae) auf *Pythium ultimum* Trow., einen Erreger des Wurzelbrandes der Zuckerrübe. In: LEBRUN, P., ANDRÉ, H. M., DE MEDTS, A., GRÉGOIRE-WIBO, C., WAUTHY, G. (Hrsg.): New trends in soil biology, Dieu-Brichart, Ottignies-Louvain-la-Neuve. 261-268.
- USHER, M.B. (1976): Aggregation responses of soil arthropods in relation to soil environment. In: ANDERSON, J. M., MACFADYEN, A. (Hrsg.): The role of terrestrial and aquatic organisms in decomposition processes. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 61-94.
- USHER, M.B., LONGSTAFF, B.C., SOUTHALL, D.R. (1971): Studies on populations of *Folsomia candida* (Insecta: Collembola) – the productivity of populations in relation to food and exploration. *Oecologia* 7, 68-79.
- USHER, M.B., STONEMAN, C.F. (1977): *Folsomia candida* – an ideal organism for population studies in the laboratory. *J. Biol. Educ.* 11 (2), 83-90.
- VAN STRAALLEN, N.M. (1997): Community structure of soil arthropods, bioindicator of soil quality. In: PANKHURST, C.E., DOUBE, B.M., GUPTA, V.V.S.R. (Hrsg.): Bioindicators of soil health. CAB International, Wallingford, 235-264.
- VARGA, J., NAÁR, Z., DOBOLYI, C. (2002): Selective feeding of collembolan species *Tomoceerus longicornis* (Müll.) and *Orchesella cincta* (L.) on moss inhabiting fungi. *Pedobiologia* 46, 526-538.
- VEDDER, B., KAMPICHLER, C., BACHMANN, G., BRUCKNER, A., KANDELER, E. (1996): Impact of faunal complexity on microbial biomass and N turnover in field mesocosms from a spruce forest soil. *Biol. Fertil. Soils* 22 (1-2), 22-30.
- VEGTER, J.J. (1983): Food and habitat specialization in coexisting springtails (Collembola, Entomobryidae). *Pedobiologia* 25, 253-262.
- VERHOEF, H.A., BRUSSARD, L. (1990): Decomposition and nitrogen mineralization in natural and agroecosystems: the contribution of soil animals. *Biogeochemistry* 11, 175-211.
- VERHOEF, H.A., VAN GESTEL, C.A.M. (1995): Methods to assess the effects of chemicals on soils. In: LINTHURST, R.A., BOURDEAU, P., TARDIFF, R.J. (Hrsg.): SCOPE 53 – Methods to assess the effects of chemicals on ecosystems. Wiley & Sons, Chichester, 223-257.
- VERHOEF, H.A., VAN SELM, A.J. (1983): Distribution and population dynamics of Collembola in relation to soil moisture. *Holarctic Ecol.* 6, 387-394.
- VICTORINO, S. (1996): Einfluss der Bewirtschaftung auf das Bodengefüge und die Aggregatstabilität verschiedener Ackerböden einer norddeutschen Jungmoränenlandschaft. Schriftenreihe Inst. f. Pflanzenernähr. Bodenk. Univ. Kiel Nr. 36, 98 S.
- VISSER, S. (1985): Role of the soil invertebrates in determining the composition of soil microbial communities. In: FITTER, A.H., ATKINSON, D., READ, D.J., USHER, M.B. (Hrsg.): Ecological interactions in soil: Plants, microbes and animals. Special Publication No. 4 of the British Ecological Society. Blackwell Scientific Publishers, Oxford, 297-317.
- VISSER, S., PARKINSON, D., HASSALL, M. (1987): Fungi associated with *Onychiurus subtenuis* (Collembola) in an aspen woodland. *Can. J. Bot.* 65, 635-642.
- VISSER, S., WHITTAKER, J.B., PARKINSON, D. (1981): Effects of collembolan grazing on nutrient release and respiration of a leaf litter inhabiting fungus. *Soil. Biol. Biochem.* 13, 215-218.
- VON TÖRNE, E. (1961): Ökologische Experimente mit *Folsomia candida* (Collembola). *Pedobiologia* 1, 146-149.
-

- VON TÖRNE, E. (1966): Ergänzende Bemerkungen zur Anzucht von kleinen Bodentieren und zur Massenzucht von Collembolen. *Pedobiologia* 6, 288-292.
- VREEKEN-BUIJS, M.J. (1998): Ecology of microarthropods in arable soil. Diss. Univ. Wageningen, 113 S.
- VREEKEN-BUIJS, M.J., HASSINK, J., BRUSSAARD, L. (1998): Relationship of soil microarthropod biomass with organic matter and pore size distribution in soil under different land use. *Soil Biol. Biochem.* 30, 97-106.
- WALDROP, M.P., BALSER, T.C., FIRESTONE, M.K. (2000): Linking microbial composition to function in a tropical soil. *Soil Biol. Biochem.* 32, 1837-1846.
- WALLACE, M.M.H. (1968): The ecology of *Sminthurus viridis* (Collembola). II. Diapause in the aestivating egg. *Aust. J. Zool.* 16, 871-883.
- WALLWORK, J.A. (1970): Ecology of soil animals. McGraw-Hill, London, New York, 283 S.
- WARNOCK, A.J., FITTER, A.H., USHER, M.B. (1992): The influence of a springtail *Folsomia candida* (Insecta, Collembola) on the mycorrhizal association of leek *Allium porrum* and the vesicular-arbuscular mycorrhizal endophyte *Glomus fasciculatus*. *New Phytol.* 90, 285-292.
- WEFRINGHAUS, E. (2002): Zur ökotoxischen Wirkung von polycyclischen aromatischen Kohlenwasserstoffen (PAK) in Böden: Wirken PAK additiv? Untersuchungen zur Hemmung der Reproduktionsleistung von *Folsomia candida*. Diss. Univ. Trier, 251 S.
- WEIGMANN, G. (1993): Zur Bedeutung von Bodenarthropoden für die Funktion und die Kennzeichnung von Ökosystemen. *Mitt. Dtsch. Ges. Allgem. Angew. Entom.* 8, 479-489.
- WESSÉN, B., BERG, B. (1986): Long-term decomposition of barley straw: chemical changes and ingrowth of fungal mycelium. *Soil Biol. Biochem.* 18 (1), 53-59.
- WIEGARD, E., JUTZI, S.C. (1997): Untersuchungen zur Erfassbarkeit des allelopathischen Potentials in Mulchversuchen. [http://www.troz.uni-hohenheim.de/Tropentag/ AG1dt97/](http://www.troz.uni-hohenheim.de/Tropentag/AG1dt97/)
- WIGGINS, E.A., CURL, E.A. (1979): Interactions of Collembola and microflora of cotton rhizosphere. *Phytopathology* 69, 244-249.
- WILKE, B.-M., BEYLICH, A., HERRCHEN, M., KRATZ, W., MARSCHNER, A., NECKER, U., PIEPER, S., RÖMBKE, J., RIEPERT, F., RÜCK, F., TERYTZE, K., THROL, C., VON DER TRECK, T. (2002): Eckpunkte zur Beurteilung des Wirkungspfades Bodenverunreinigungen - Bodenorganismen. Fachausschuss „Biologische Bewertung von Böden“ der Fachgruppe 4 „Bodenfunktionen und -belastungen“ des Bundesverbandes Boden (BVB) e.V., März 2001. In: ROSENKRANZ, D., BACHMANN, G., EINSELE, G., HARREß, H.-M. (Hrsg.): Bodenschutz - Ergänzbare Handbuch der Maßnahmen und Empfehlungen für Schutz, Pflege und Sanierung von Böden, Landschaft und Grundwasser 35. Lfg. I/02, 1-60.
- WILLIAMS, R.H., WHIPPS, J.M., COOKE, R.C. (1998a): Role of soil mesofauna in dispersal of *Coniothyrium minitans*: transmission to sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Soil Biol. Biochem.* 30 (14), 1929-1935.
- WILLIAMS, R.H., WHIPPS, J.M., COOKE, R.C. (1998b): Role of soil mesofauna in dispersal of *Coniothyrium minitans*: mechanisms of transmission. *Soil Biol. Biochem.* 30 (14), 1937-1945.
- WOLF-ROSKOSCH, F. (1983): Standardisiertes Testverfahren zur Prüfung der akuten Toxizität von Umweltchemikalien an Springschwänzen (Collembola), unter besonderer Berücksichtigung von *Folsomia candida*. In: PETER, H., RUDOLPH, P. (Hrsg.): Chemikaliengesetz: Prüfung und Bewertung von Stoffen auf ihre Umweltverträglichkeit. Heft 3, Ökol. Testverfahren Stufe 2 ChemG, Bundesgesundheitsamt, UBA-Texte 27/83, 83-109.
-

- WOLTERS, V. (1985): Resource allocation in *Tomocerus flavescens* (Insecta, Collembola): a study with C-14-labelled food. *Oecologia* 65 (2), 229-235.
- WOLTERS, V. (1991): Soil invertebrates - effects on nutrient turnover and soil structure - a review. *Z. Pflanz. Bodenkunde* 154, 389-402.
- YEATES, G.W., COLEMAN, D.C. (1982): Role of nematodes in decomposition. In: FRECKMAN, D.W. (Hrsg.): *Nematodes in soil ecosystems*. University of Texas Press, Austin, Texas, 55-80.
- ZIMDARS, B., DUNGER, W. (1994): Synopses on Palaearctic Collembola, Vol. 1. Tullbergiinae Bagnall 1935. *Abh. Ber. Naturkundemus. Görlitz* 68, 4, 1-71.
- ZIMDARS, B., DUNGER, W. (2000): Different methods for the evaluation of species of the genus *Mesaphorura* (Collembola, Tullbergiinae). *Pedobiologia* 44, 240-247.
- ZIMMERMANN, G., BODE, E. (1983): Untersuchungen zur Verbreitung des insektenpathogenen Pilzes *Metarhizium anisopliae* (Fungi imperfecti, Moniliales) durch Bodenarthropoden. *Pedobiologia*, 65-71.
- ZINKLER, D. (1966): Vergleichende Untersuchungen zur Atmungsphysiologie von Collembolen (Apterygota) und anderen Bodenklinarthropoden. *Z. vergl. Physiol.* 52, 99-144.
- ZINKLER, D. (1971): Carbohydrasen streubewohnender Collembolen und Oribatiden. *Organismes du sol et production primaire. Ann. Zool. Ecol. Animale* 329-334.
- ZOGG, G.P., ZAK, D.R., RINGELBERG, D.B., MACDONALD, N.W., PREGITZER, K.S., WHITE, D.C. (1997): Compositional and functional shifts in microbial communities due to soil warming. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61, 475-481.

10 Anhang

10.1 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: <i>Folsomia candida</i>	14
Abb. 2: <i>Prosiotoma minuta</i>	14
Abb. 3: <i>Sinella coeca</i>	15
Abb. 4: Gesamtkeimzahl Versuch 6.....	32
Abb. 5: Gesamtkeimzahl Versuch 7.....	33
Abb. 6: Gesamtkeimzahl Versuch 8.....	33
Abb. 7: Gesamtkeimzahl Versuch 11.....	33
Abb. 8: Gesamtkeimzahl Versuch 12.....	34
Abb. 9: Gesamtkeimzahl Versuch 9.....	34
Abb. 10: Gesamtkeimzahl Versuch 10.....	35
Abb. 11: Gesamtkeimzahl Versuch IV	35
Abb. 12: Gesamtkeimzahl Versuch VI	36
Abb. 13: Gesamtkeimzahl Versuch VII	36
Abb. 14: Gesamtkeimzahl Versuch VIII	37
Abb. 15: Gesamtkeimzahl Versuch X	37
Abb. 16: Gesamtkeimzahl Versuch V	38
Abb. 17: Gesamtkeimzahl Versuch I.....	38
Abb. 18: Gesamtkeimzahl Versuch II.....	39
Abb. 19: Gesamtkeimzahl Versuch III.....	39
Abb. 20: Gesamtkeimzahl Versuch IX	40
Abb. 21: Entwicklung der Gesamtkeimzahl Versuch IX	40
Abb. 22: Pilzkeimzahl Versuch 6	41
Abb. 23: Pilzkeimzahl Versuch 7	42
Abb. 24: Pilzkeimzahl Versuch 8	42
Abb. 25: Pilzkeimzahl Versuch 11	42
Abb. 26: Pilzkeimzahl Versuch 12	43
Abb. 27: Pilzkeimzahl Versuch 9	43
Abb. 28: Pilzkeimzahl Versuch 10	44
Abb. 29: Pilzkeimzahl Versuch IV	44
Abb. 30: Pilzkeimzahl Versuch VI	45
Abb. 31: Pilzkeimzahl Versuch VII.....	45
Abb. 32: Pilzkeimzahl Versuch VIII	46
Abb. 33: Pilzkeimzahl Versuch X.....	46
Abb. 34: Pilzkeimzahl Versuch V.....	47
Abb. 35: Pilzkeimzahl Versuch I	47
Abb. 36: Pilzkeimzahl Versuch II	48
Abb. 37: Pilzkeimzahl Versuch III	48
Abb. 38: Pilzkeimzahl Versuch IX	49
Abb. 39: Besiedlung der Bodenschichten mit Pilzen Versuch IX	49
Abb. 40: Prozentuale Veränderung der Dehydrogenaseaktivität ohne Berücksichtigung der Versuchsansätze mit Zusatz von organischem Material, Versuche 5-12	51
Abb. 41: Dehydrogenaseaktivität Versuch 5.....	52
Abb. 42: Dehydrogenaseaktivität Versuch 6.....	52
Abb. 43: Dehydrogenaseaktivität Versuch 7.....	53
Abb. 44: Dehydrogenaseaktivität Versuch 8.....	53
Abb. 45: Dehydrogenaseaktivität Versuch 9.....	54
Abb. 46: Dehydrogenaseaktivität Versuch 10.....	54
Abb. 47: Dehydrogenaseaktivität Versuch 11.....	54
Abb. 48: Dehydrogenaseaktivität Versuch 12.....	55
Abb. 49: Prozentuale Veränderung der Dehydrogenaseaktivität bei Tierbesatz und Zugabe von organischem Material, Versuche 11 und 12.....	55
Abb. 50: Prozentuale Veränderung der Dehydrogenaseaktivität, Versuche I-X	56
Abb. 51: Dehydrogenaseaktivität Versuch IV	57
Abb. 52: Dehydrogenaseaktivität Versuch VI	57
Abb. 53: Dehydrogenaseaktivität Versuch VII	58
Abb. 54: Dehydrogenaseaktivität Versuch VIII	58
Abb. 55: Dehydrogenaseaktivität Versuch X	59

Abb. 56: Dehydrogenaseaktivität Versuch I.....	59
Abb. 57: Dehydrogenaseaktivität Versuch V	59
Abb. 58: Dehydrogenaseaktivität Versuch II.....	60
Abb. 59: Dehydrogenaseaktivität Versuch III.....	60
Abb. 60: Dehydrogenaseaktivität Versuch IX	61
Abb. 61: Prozentuale Veränderung der Atmungsrate ohne Berücksichtigung der Versuchsansätze mit Zusatz von organischem Material, Versuche 1-12.....	63
Abb. 62: Prozentuale Veränderung der Atmungsrate in den Versuchsansätzen mit Zusatz von organischem Material, Versuche 4 und 12.....	64
Abb. 63: Atmungsverlauf Versuch 1	65
Abb. 64: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 1	65
Abb. 65: Atmungsverlauf Versuch 5	65
Abb. 66: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 5	66
Abb. 67: Atmungsverlauf Versuch 7	66
Abb. 68: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 7	66
Abb. 69: Atmungsverlauf Versuch 11	67
Abb. 70: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 11	67
Abb. 71: Atmungsverlauf Versuch 2	68
Abb. 72: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 2	68
Abb. 73: Atmungsverlauf Versuch 3	68
Abb. 74: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 3	69
Abb. 75: Atmungsverlauf Versuch 4	69
Abb. 76: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 4	70
Abb. 77: Atmungsverlauf Versuch 6	70
Abb. 78: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 6	70
Abb. 79: Atmungsverlauf Versuch 8	71
Abb. 80: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 8	71
Abb. 81: Atmungsverlauf Versuch 12	71
Abb. 82: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 12.....	72
Abb. 83: Atmungsverlauf Versuch 9	72
Abb. 84: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 9	73
Abb. 85: Atmungsverlauf Versuch 10	73
Abb. 86: Kumulierte CO ₂ -Entwicklung Versuch 10.....	73
Abb. 87: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 7	74
Abb. 88: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 8	74
Abb. 89: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 11.....	74
Abb. 90: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 12.....	75
Abb. 91: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 9.....	75
Abb. 92: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 10.....	75
Abb. 93: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VII	76
Abb. 94: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VIII	76
Abb. 95: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch X	77
Abb. 96: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch III.....	77
Abb. 97: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch V	78
Abb. 98: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch IX	78
Abb. 99: Nitratgehalt Versuch 12	79
Abb. 100: Nitratgehalt Versuch IV.....	79
Abb. 101: Nitratgehalt Versuch VI.....	80
Abb. 102: Nitratgehalt Versuch VII.....	80
Abb. 103: Nitratgehalt Versuch VIII.....	81
Abb. 104: Nitratgehalt Versuch X.....	81
Abb. 105: Nitratgehalt Versuch V.....	82
Abb. 106: Nitratgehalt Versuch IX.....	82
Abb. 107: Bodenfeuchtigkeit Versuch 7	83
Abb. 108: Bodenfeuchtigkeit Versuch 11.....	83
Abb. 109: Bodenfeuchtigkeit Versuch 8.....	84
Abb. 110: Bodenfeuchtigkeit Versuch 12.....	84
Abb. 111: Bodenfeuchtigkeit Versuch 9.....	84
Abb. 112: Bodenfeuchtigkeit Versuch 10.....	85
Abb. 113: Bodenfeuchtigkeit Versuch I.....	85
Abb. 114: Bodenfeuchtigkeit Versuch II.....	86
Abb. 115: Bodenfeuchtigkeit Versuch III.....	86
Abb. 116: Bodenfeuchtigkeit Versuch IV	86

Abb. 117: Bodenfeuchtigkeit Versuch V	87
Abb. 118: Bodenfeuchtigkeit Versuch VI	87
Abb. 119: Bodenfeuchtigkeit Versuch VII	87
Abb. 120: Bodenfeuchtigkeit Versuch VIII	88
Abb. 121: Bodenfeuchtigkeit Versuch IX	88
Abb. 122: Bodenfeuchtigkeit Versuch X	88
Abb. 123: pH-Wert Versuch 7	89
Abb. 124: pH-Wert Versuch 11	89
Abb. 125: pH-Wert Versuch 12	89
Abb. 126: pH-Wert Versuch 9	90
Abb. 127: pH-Wert Versuch 10	90
Abb. 128: pH-Wert Versuch IV	91
Abb. 129: pH-Wert Versuch VI	91
Abb. 130: pH-Wert Versuch VII	91
Abb. 131: pH-Wert Versuch VIII	92
Abb. 132: pH-Wert Versuch X	92
Abb. 133: pH-Wert Versuch I	93
Abb. 134: pH-Wert Versuch III	93
Abb. 135: pH-Wert Versuch V	93
Abb. 136: pH-Wert Versuch II	94
Abb. 137: Atmungsverlauf Versuch 1	202
Abb. 138: Atmungsverlauf Versuch 4	202
Abb. 139: Dehydrogenaseaktivität Versuch 5	202
Abb. 140: Atmungsverlauf Versuch 5	203
Abb. 141: Gesamtkeimzahl Versuch 6	203
Abb. 142: Pilzkeimzahl Versuch 6	203
Abb. 143: Dehydrogenaseaktivität Versuch 6	203
Abb. 144: Atmungsverlauf Versuch 6	204
Abb. 145: Gesamtkeimzahl Versuch 7	204
Abb. 146: Pilzkeimzahl Versuch 7	204
Abb. 147: Dehydrogenaseaktivität Versuch 7	204
Abb. 148: Atmungsverlauf Versuch 7	205
Abb. 149: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 7	205
Abb. 150: Bodenfeuchtigkeit Versuch 7	205
Abb. 151: pH-Wert Versuch 7	205
Abb. 152: Gesamtkeimzahl Versuch 8	206
Abb. 153: Pilzkeimzahl Versuch 8	206
Abb. 154: Dehydrogenaseaktivität Versuch 8	206
Abb. 155: Atmungsverlauf Versuch 8	206
Abb. 156: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 8	207
Abb. 157: Bodenfeuchtigkeit Versuch 8	207
Abb. 158: Gesamtkeimzahl Versuch 11	207
Abb. 159: Pilzkeimzahl Versuch 11	207
Abb. 160: Dehydrogenaseaktivität Versuch 11	208
Abb. 161: Atmungsverlauf Versuch 11	208
Abb. 162: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 11	208
Abb. 163: Bodenfeuchtigkeit Versuch 11	208
Abb. 164: pH-Wert Versuch 11	209
Abb. 165: Gesamtkeimzahl Versuch 12	209
Abb. 166: Pilzkeimzahl Versuch 12	209
Abb. 167: Dehydrogenaseaktivität Versuch 12	209
Abb. 168: Atmungsverlauf Versuch 12	210
Abb. 169: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 12	210
Abb. 170: Nitratgehalt Versuch 12	210
Abb. 171: Bodenfeuchtigkeit Versuch 12	210
Abb. 172: pH-Wert Versuch 12	211
Abb. 173: Gesamtkeimzahl Versuch 9	211
Abb. 174: Pilzkeimzahl Versuch 9	211
Abb. 175: Dehydrogenaseaktivität Versuch 9	211
Abb. 176: Atmungsverlauf Versuch 9	212
Abb. 177: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 9	212
Abb. 178: Bodenfeuchtigkeit Versuch 9	212
Abb. 179: pH-Wert Versuch 9	212

Abb. 180: Gesamtkeimzahl Versuch 10	213
Abb. 181: Pilzkeimzahl Versuch 10	213
Abb. 182: Dehydrogenaseaktivität Versuch 10.....	213
Abb. 183: Atmungsverlauf Versuch 10	213
Abb. 184: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 10.....	214
Abb. 185: pH-Wert Versuch 10	214
Abb. 186: Bodenfeuchtigkeit Versuch 10.....	214
Abb. 187: Atmungsverlauf Versuch 2	214
Abb. 188: Atmungsverlauf Versuch 3	215
Abb. 189: Gesamtkeimzahl Versuch IV	215
Abb. 190: Pilzkeimzahl Versuch IV	215
Abb. 191: Dehydrogenaseaktivität Versuch IV	216
Abb. 192: Nitratgehalt Versuch IV.....	216
Abb. 193: Bodenfeuchtigkeit Versuch IV	216
Abb. 194: pH-Wert Versuch IV.....	216
Abb. 195: Gesamtkeimzahl Versuch VI	217
Abb. 196: Pilzkeimzahl Versuch VI	217
Abb. 197: Dehydrogenaseaktivität Versuch VI	217
Abb. 198: Nitratgehalt Versuch VI.....	217
Abb. 199: Bodenfeuchtigkeit Versuch VI	218
Abb. 200: pH-Wert Versuch VI.....	218
Abb. 201: Gesamtkeimzahl Versuch VII	218
Abb. 202: Pilzkeimzahl Versuch VII.....	218
Abb. 203: Dehydrogenaseaktivität Versuch VII	219
Abb. 204: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VII	219
Abb. 205: Nitratgehalt Versuch VII.....	219
Abb. 206: Bodenfeuchtigkeit Versuch VII	219
Abb. 207: pH-Wert Versuch VII.....	220
Abb. 208: Gesamtkeimzahl Versuch VIII	220
Abb. 209: Pilzkeimzahl Versuch VIII	220
Abb. 210: Dehydrogenaseaktivität Versuch VIII	220
Abb. 211: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VIII	221
Abb. 212: Nitratgehalt Versuch VIII.....	221
Abb. 213: Bodenfeuchtigkeit Versuch VIII	221
Abb. 214: pH-Wert Versuch VIII.....	221
Abb. 215: Gesamtkeimzahl Versuch X	222
Abb. 216: Pilzkeimzahl Versuch X.....	222
Abb. 217: Dehydrogenaseaktivität Versuch X	222
Abb. 218: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch X	222
Abb. 219: Nitratgehalt Versuch X.....	223
Abb. 220: pH-Wert Versuch X.....	223
Abb. 221: Bodenfeuchtigkeit Versuch X	223
Abb. 222: Gesamtkeimzahl Versuch I.....	223
Abb. 223: Pilzkeimzahl Versuch I	224
Abb. 224: Dehydrogenaseaktivität Versuch I.....	224
Abb. 225: Bodenfeuchtigkeit Versuch I.....	224
Abb. 226: pH-Wert Versuch I	224
Abb. 227: Gesamtkeimzahl Versuch II.....	225
Abb. 228: Pilzkeimzahl Versuch II	225
Abb. 229: Dehydrogenaseaktivität Versuch II.....	225
Abb. 230: Bodenfeuchtigkeit Versuch II.....	225
Abb. 231: pH-Wert Versuch II	226
Abb. 232: Gesamtkeimzahl Versuch III.....	226
Abb. 233: Pilzkeimzahl Versuch III	226
Abb. 234: Dehydrogenaseaktivität Versuch III.....	226
Abb. 235: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch III.....	227
Abb. 236: Bodenfeuchtigkeit Versuch III.....	227
Abb. 237: pH-Wert Versuch III	227
Abb. 238: Gesamtkeimzahl Versuch V	227
Abb. 239: Pilzkeimzahl Versuch V	228
Abb. 240: Dehydrogenaseaktivität Versuch V	228
Abb. 241: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch V	228
Abb. 242: Nitratgehalt Versuch V.....	228

Abb. 243: Bodenfeuchtigkeit Versuch V	229
Abb. 244: pH-Wert Versuch V	229
Abb. 245: Gesamtkeimzahl Versuch IX	229
Abb. 246: Pilzkeimzahl Versuch IX	229
Abb. 247: Dehydrogenaseaktivität Versuch IX	230
Abb. 248: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch IX	230
Abb. 249: Nitratgehalt Versuch IX	230
Abb. 250: Bodenfeuchtigkeit Versuch IX	230

10.2 Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Analysedaten der verwendeten Versuchssubstrate	16
Tab. 2: C- und N-Gehalt der zugegebenen organischen Substanzen.	17
Tab. 3: Übersicht über alle Versuche mit Zuordnung aller jeweils untersuchten Parameter	27
Tab. 4: Wiederholungen und Mehrfachmessungen	28
Tab. 5: Kritische Werte für den Korrelationskoeffizienten r	30
Tab. 6: Überlebensrate der Collembolen	31
Tab. 7: Maxima, Minima und Mittelwerte der Dehydrogenaseaktivität der verwendeten Versuchssubstrate (tierfreie Ansätze, keine Berücksichtigung der Ergebnisse der autoklavierten Versuchsansätze und der Versuchsansätze mit Zugabe von organischem Material)	50
Tab. 8: Ergebnisse Versuch 13	62
Tab. 9: Atmung von Collembolen-Individuen bei Fütterung mit Hefe	62
Tab. 10: Maxima, Minima und Mittelwerte der CO ₂ -Entwicklung in mg pro Stunde pro 100g der verwendeten Versuchssubstrate (TG) (tierfreie Ansätze, keine Berücksichtigung der Ergebnisse der autoklavierten Versuchsansätze und der Versuchsansätze mit Zugabe von organischem Material)	62
Tab. 11: Überblick über die Mittelwerte aller Ergebnisse der Versuche 1-13	95
Tab. 12: Überblick über die Mittelwerte aller Ergebnisse der Versuche I-X	96
Tab. 13: Zusammenfassung der Untersuchung der gemessenen Parameter auf Korrelationen	98
Tab. 14: Kohlenstoff-Verbleib bei Zugabe von 0,5g organischem Material (Versuch 12). Angegeben ist jeweils die Differenz zur entsprechenden Variante ohne Zusatz von organischer Substanz. Alle Angaben sind bezogen auf die gesamte Versuchsdauer (82 Tage) und 100g Boden (Trockengewicht).	124
Tab. 15: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat – Weckglas- und Röhrenversuche	177
Tab. 16: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat – Reagenzglasversuche	178
Tab. 17: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Pilzkeimzahl pro 1g Substrat – Weckglas- und Röhrenversuche	179
Tab. 18: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Pilzkeimzahl pro 1g Substrat – Reagenzglasversuche	180
Tab. 19: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität – Weckglas- und Röhrenversuche	181
Tab. 20: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität – Reagenzglasversuche	182
Tab. 21: Zusammenfassung der Ergebnisse der Messungen der Langzeitatmung	183
Tab. 22: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des organisch gebundenen Kohlenstoffs – Weckglas- und Röhrenversuche	184
Tab. 23: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des organisch gebundenen Kohlenstoffs – Reagenzglasversuche	185
Tab. 24: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des Nitratgehaltes	186
Tab. 25: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit – Weckglas- und Röhrenversuche	187
Tab. 26: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit in % Wk _{max} . – Reagenzglasversuche	188
Tab. 27: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des pH – Weckglas- und Röhrenversuche	189
Tab. 28: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des pH – Reagenzglasversuche	190
Tab. 29: Test auf Normalverteilung; Versuche 1-12	191
Tab. 30: Test auf Normalverteilung; Versuche I-X	192
Tab. 31: Korrelationskoeffizienten Versuch 1	196
Tab. 32: Korrelationskoeffizienten Versuch 2	196
Tab. 33: Korrelationskoeffizienten Versuch 3	196
Tab. 34: Korrelationskoeffizienten Versuch 4	197
Tab. 35: Korrelationskoeffizienten Versuch 5	197

Tab. 36: Korrelationskoeffizienten Versuch 6	197
Tab. 37: Korrelationskoeffizienten Versuch 7	198
Tab. 38: Korrelationskoeffizienten Versuch 8	198
Tab. 39: Korrelationskoeffizienten Versuch 9	198
Tab. 40: Korrelationskoeffizienten Versuch 10	199
Tab. 41: Korrelationskoeffizienten Versuch 11	199
Tab. 42: Korrelationskoeffizienten Versuch 12	200
Tab. 43: Korrelationskoeffizienten Versuch II	200
Tab. 44: Korrelationskoeffizienten Versuch III	200
Tab. 45: Korrelationskoeffizienten Versuch VIII	201
Tab. 46: Korrelationskoeffizienten Versuch IX	201
Tab. 47: Korrelationskoeffizienten Versuch X	201

10.3 Auswertungstabellen: Messung biologischer und chemischer Parameter

10.3.1 Gesamtkeimzahl

Tab. 15: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat (TG) 60 Tage nach Versuchsbeginn	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat (TG) bei Versuchsabschluss
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	102	nur Boden	2,90E+06	1,60E+07
				80 F.c.	5,07E+06	3,47E+07
				200 F.c.	3,20E+06	2,60E+07
				400 F.c.	3,57E+06	3,63E+07
				autoklaviert		8,63E+07
				autoklaviert/200 F.c.		4,94E+08
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden		4,87E+06
				20 F.c.		3,73E+06
				40 F.c.		3,40E+06
				100 F.c.		2,26E+06
				200 F.c.		7,10E+06
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	nur Boden		3,57E+06
				20 F.c.		1,40E+06
				50 F.c.		2,23E+06
				100 F.c.		2,55E+00
				200 F.c.		2,27E+06
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	nur Boden		3,10E+07
				10 F.c.		2,27E+07
				25 F.c.		3,53E+07
				50 F.c.		2,85E+07
				100 F.c.		2,27E+07
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	nur Boden		4,73E+07
				10 F.c.		5,13E+07
				20 F.c.		4,93E+07
				50 F.c.		2,95E+07
				100 F.c.		3,55E+07
				200 F.c.		2,57E+07
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	nur Boden		6,00E+06
				100 F.c.		8,00E+06
				167 F.c.		1,07E+07
				100 F.c./Luzerne		3,70E+07
				100 F.c./Maisblatt		1,53E+07
				100 F.c./Stroh		1,60E+07
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	nur Boden		4,05E+06
				100 F.c.		5,90E+06
				200 F.c.		6,73E+06
				Luzerne		8,57E+07
				50 F.c./Luzerne		1,22E+08
				Maisblatt		5,47E+07
				50 F.c./Maisblatt		5,07E+07
				Stroh		1,12E+07
				50 F.c./Stroh		8,27E+06

Tab. 16: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat – Reagenzglasversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (Tg)	Tage nach Versuchsbeginn									
						7	16	22	29	36	43	59	64	Mittelwert	
						3,07E+06 4,45E+07	3,73E+06 6,50E+07	2,83E+06 8,90E+07	2,33E+06 9,97E+07	2,90E+06 1,13E+08	1,30E+06 2,13E+08	2,33E+06 2,37E+08	3,00E+06 3,27E+08		2,69E+06 1,49E+08
V	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	64	nur Boden 50 F.c.										

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (Tg)	Wochen nach Versuchsbeginn									
						1	2	3	4	5	6	Mittelwert			
						7,10E+06 1,20E+08 1,27E+06 3,23E+07 7,10E+07 2,27E+06 1,90E+07 6,72E+07 8,84E+07 4,13E+06 4,31E+07	1,07E+07 3,47E+08 6,43E+08 3,27E+08 9,77E+08 2,33E+06 1,30E+08 2,40E+08 3,03E+08 1,00E+06 1,67E+08	7,13E+06 3,93E+08 6,10E+08 3,30E+08 1,82E+09 3,33E+06 1,09E+08 3,90E+08 2,80E+08 1,37E+07 2,87E+08	7,08E+06 6,43E+08 1,28E+07 4,70E+08 1,50E+09 1,73E+07 1,50E+08 7,50E+08 5,65E+08 1,07E+07 6,67E+08	1,90E+06 7,58E+08 1,42E+07 9,13E+08 1,25E+09 1,87E+07 4,13E+08 7,60E+08 1,04E+09 2,00E+06 5,47E+08	1,02E+07 7,83E+08 1,31E+07 1,28E+09 1,51E+09 1,57E+07 2,41E+09 4,70E+08 3,67E+08 3,00E+07 6,20E+08		7,36E+06 5,07E+08 8,93E+08 5,54E+08 1,31E+09 9,93E+06 5,39E+08 4,46E+08 4,41E+08 1,02E+07 3,88E+08		
I	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 50 F.c.										
II	Reagenzglas	Versuchsflechte Sackle	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 50 F.c. 50 P. m.										
III	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig Versuchsflechte Sackle	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden BS Boden BS/20 F.c. Boden BS/50 F.c. Boden BS/100 F.c. nur Boden Sackle nur Boden Sackle/50 F.c.										
IV	Reagenzglas	LUFA 2.1	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	42	nur Boden										
VI	Reagenzglas	LUFA 2.1	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 50 F.c.										
VII	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	42	nur Boden 50 F.c.										
VIII	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohlacksei, Luzernemehl, Maisblatt	44	nur Boden/Luzerne 50 F.c./Luzerne nur Boden/Mais 50 F.c./Mais nur Boden/Stroh 50 F.c./Stroh										
IX	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenstichlen	43	nur Boden/2,4cm nur Boden/4,5cm 50 F.c./2-4cm 50 F.c./2-4cm 50 F.c./4-6cm nur Boden 50 S.c. 50 X.c.										
X	Reagenzglas	Versuchsflechte Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 50 S.c. 50 X.c.										

10.3.2 Pilzkeimzahl

Tab. 17: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Pilzkeimzahl pro 1g Substrat – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat (TG) 60 Tage nach Versuchsbeginn	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat (TG) bei Versuchsabschluss
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	102	nur Boden	2,25E+04	3,33E+05
				80 F.c.	1,90E+04	3,37E+05
				200 F.c.	2,00E+04	2,53E+05
				400 F.c.	4,00E+04	1,30E+05
				autoklaviert		7,67E+03
				autoklaviert/200 F.c.		4,97E+05
7	kleine Gläserchen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden		1,33E+05
				20 F.c.		1,47E+05
				40 F.c.		1,17E+05
				100 F.c.		5,67E+04
				200 F.c.		1,20E+05
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	nur Boden		8,80E+04
				20 F.c.		3,10E+04
				50 F.c.		6,80E+04
				100 F.c.		3,33E+04
				200 F.c.		4,50E+04
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	nur Boden		1,09E+05
				10 F.c.		1,43E+05
				25 F.c.		8,95E+04
				50 F.c.		3,87E+04
				100 F.c.		4,60E+04
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	nur Boden		1,53E+05
				10 F.c.		8,33E+04
				20 F.c.		7,00E+04
				50 F.c.		8,00E+04
				100 F.c.		6,00E+04
				200 F.c.		4,00E+04
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	nur Boden		9,75E+03
				100 F.c.		7,50E+03
				167 F.c.		4,95E+04
				100 F.c./Luzerne		5,00E+04
				100 F.c./Maisblatt		3,35E+04
				100 F.c./Stroh		4,55E+04
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	nur Boden		2,07E+04
				100 F.c.		1,13E+04
				200 F.c.		8,33E+03
				Luzerne		4,87E+04
				50 F.c./Luzerne		6,67E+04
				Maisblatt		1,33E+04
				50 F.c./Maisblatt		6,67E+03
				Stroh		3,13E+04
				50 F.c./Stroh		9,33E+03

Tab. 18: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Pilzkeimzahl pro 1g Substrat – Reagenzglasversuche

Versuchsnummer	Geräß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn								Mittelwert
						7	22	29	36	43	59	64		
						nur Boden 50 F.c.	2,10E+05 1,00E+05	8,10E+05 1,08E+06	7,77E+05 1,37E+06	1,18E+06 1,51E+06	6,67E+05 6,73E+06	8,23E+05 1,04E+06	7,27E+05 1,85E+06	

Versuchsnummer	Geräß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn						Mittelwert
						1	2	3	4	5	6	
						nur Boden 50 F.c.	1,18E+05 3,92E+04 3,00E+04 5,00E+03 1,23E+04	3,24E+05 9,23E+04 6,17E+05 1,12E+06 1,21E+06	1,67E+06 1,05E+06 2,30E+05 6,93E+05 1,80E+05	2,40E+05 4,03E+05 4,80E+05 3,23E+06 1,01E+06	5,03E+05 1,30E+05 3,23E+05 2,09E+06 2,00E+07	
I	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	42	nur Boden	8,33E+03	8,53E+05	1,32E+06	2,53E+06	2,62E+06	1,47E+06	
						nur Boden BS	8,33E+03	8,53E+05	1,32E+06	2,53E+06	2,62E+06	1,47E+06
						Boden BS20 F.c.	3,00E+04	7,27E+05	1,48E+06	3,17E+06	4,73E+06	2,03E+06
II	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	41	Sckte	1,23E+04	1,21E+06	1,80E+05	1,01E+06	1,83E+06	2,00E+07	
						50 F.c.	1,23E+04	1,21E+06	1,80E+05	1,01E+06	1,83E+06	2,00E+07
						50 F. c. m.	1,23E+04	1,21E+06	1,80E+05	1,01E+06	1,83E+06	2,00E+07
III	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	42	Sckte	1,00E+03	2,75E+05	1,27E+06	1,40E+06	1,30E+06	8,49E+05	
						nur Boden	1,00E+03	2,75E+05	1,27E+06	1,40E+06	1,30E+06	8,49E+05
						nur Boden Sckte	1,00E+03	2,75E+05	1,27E+06	1,40E+06	1,30E+06	8,49E+05
IV	Reagenzglaser	LUFA 2.1	Beimpfung mit <i>Verticillium nigriscens</i>	42	nur Boden	1,00E+08	2,70E+08	3,33E+06	1,78E+08	1,90E+08	2,68E+08	
						50 F.c.	1,00E+08	2,70E+08	3,33E+06	1,78E+08	1,90E+08	2,68E+08
						50 F. c.	1,00E+08	2,70E+08	3,33E+06	1,78E+08	1,90E+08	2,68E+08
VI	Reagenzglaser	LUFA 2.1	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	41	nur Boden	6,50E+07	2,00E+07	2,93E+08	3,60E+08	3,97E+08	4,43E+08	
						50 F.c.	6,50E+07	2,00E+07	2,93E+08	3,60E+08	3,97E+08	4,43E+08
						50 F. c.	6,50E+07	2,00E+07	2,93E+08	3,60E+08	3,97E+08	4,43E+08
VII	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Verticillium nigriscens</i>	42	nur Boden	6,67E+07	1,07E+07		3,23E+07	2,37E+07	3,37E+07	
						50 F.c.	6,67E+07	1,07E+07		3,23E+07	2,37E+07	3,37E+07
						50 F. c.	6,67E+07	1,07E+07		3,23E+07	2,37E+07	3,37E+07
VIII	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Zugabe von Strohhacksel, Luzernernehl, Maisblatt	44	nur Boden/Luzerne	7,30E+07	8,40E+07	4,50E+07		5,25E+07	6,67E+07	
						50 F.c./Luzerne	7,30E+07	8,40E+07	4,50E+07		5,25E+07	6,67E+07
						50 F. c./Luzerne	7,30E+07	8,40E+07	4,50E+07		5,25E+07	6,67E+07
IX	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	43	nur Boden/2-4cm	3,30E+07	3,67E+07	3,67E+07		4,53E+07	5,00E+05	
						50 F.c./Mais	3,30E+07	3,67E+07	3,67E+07		4,53E+07	5,00E+05
						50 F. c./Mais	3,30E+07	3,67E+07	3,67E+07		4,53E+07	5,00E+05
X	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	42	nur Boden	1,25E+07	3,97E+07	2,93E+07		7,33E+05	2,56E+07	
						50 F.c./Stroh	1,25E+07	3,97E+07	2,93E+07		7,33E+05	2,56E+07
						50 F. c./Stroh	1,25E+07	3,97E+07	2,93E+07		7,33E+05	2,56E+07
IX	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	43	nur Boden/2-4cm	2,67E+05	1,87E+06	1,00E+06	7,77E+05	4,33E+05	3,63E+05	
						50 F.c./Luzerne	2,67E+05	1,87E+06	1,00E+06	7,77E+05	4,33E+05	3,63E+05
						50 F. c./Luzerne	2,67E+05	1,87E+06	1,00E+06	7,77E+05	4,33E+05	3,63E+05
X	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	42	nur Boden	3,33E+04	3,33E+06	1,03E+07	5,50E+04	5,00E+04	8,33E+04	
						50 F.c./0-2cm	3,33E+04	3,33E+06	1,03E+07	5,50E+04	5,00E+04	8,33E+04
						50 F. c./0-2cm	3,33E+04	3,33E+06	1,03E+07	5,50E+04	5,00E+04	8,33E+04
X	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	42	50 F.c./2-4cm	3,33E+04	6,67E+06	3,33E+06	3,20E+05	1,33E+05	2,00E+05	
						50 F.c./2-4cm	3,33E+04	6,67E+06	3,33E+06	3,20E+05	1,33E+05	2,00E+05
						50 F. c./2-4cm	3,33E+04	6,67E+06	3,33E+06	3,20E+05	1,33E+05	2,00E+05
X	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	42	50 F.c./4-6cm	1,20E+07	1,33E+07	1,33E+07	1,23E+07	7,97E+05	7,33E+05	
						50 F. c./4-6cm	1,20E+07	1,33E+07	1,33E+07	1,23E+07	7,97E+05	7,33E+05
						50 S. c.	1,20E+07	1,33E+07	1,33E+07	1,23E+07	7,97E+05	7,33E+05
X	Reagenzglaser	Versuchstfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	42	50 S. c.	4,33E+06	1,00E+06	6,67E+04	8,53E+06	2,33E+05	6,67E+06	
						50 S. c.	4,33E+06	1,00E+06	6,67E+04	8,53E+06	2,33E+05	6,67E+06
						50 S. c.	4,33E+06	1,00E+06	6,67E+04	8,53E+06	2,33E+05	6,67E+06

10.3.3 Dehydrogenaseaktivität

Tab. 19: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Versuchsbeginn: TPF in mg pro 100g Substrat (TG)	Versuchsabschluss: TPF in mg pro 100g Substrat (TG)	absolute Abweichung von der "nur-Boden-Variante"	relative Abweichung von der "nur-Boden-Variante" (%)
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	97	nur Boden		0,87	0,00	0,00
				17 F.c.		2,86	1,99	228,13
				33 F.c.		1,06	0,19	21,88
				67 F.c.		1,09	0,22	25,00
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	102	nur Boden	1,67	0,95	0,00	0,00
				80 F.c.	1,39	1,05	0,10	9,97
				200 F.c.	1,50	1,05	0,10	9,97
				400 F.c.	1,56	1,58	0,62	65,24
				autoklaviert		0,02	-0,94	-98,35
				autoklaviert/200 F.c.		0,95	0,00	0,00
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden	0,78	0,60	0,00	0,00
				20 F.c.		0,50	-0,10	-16,26
				40 F.c.		0,51	-0,08	-13,79
				100 F.c.		0,46	-0,14	-22,66
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	200 F.c.		0,32	-0,27	-45,81
				nur Boden		0,80	0,00	0,00
				20 F.c.		0,87	0,07	9,05
				50 F.c.		0,74	-0,05	-6,87
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	100 F.c.		0,75	-0,05	-6,64
				200 F.c.		0,80	0,00	0,14
				nur Boden		4,86	0,00	0,00
				10 F.c.		4,72	-0,14	-2,84
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	25 F.c.		4,62	-0,24	-4,96
				50 F.c.		4,18	-0,68	-14,05
				100 F.c.		4,33	-0,53	-10,84
				nur Boden		6,00	0,00	0,00
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	10 F.c.		5,18	-0,82	-13,67
				20 F.c.		5,99	-0,01	-0,09
				50 F.c.		5,84	-0,16	-2,62
				100 F.c.		5,50	-0,50	-8,38
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	200 F.c.		5,61	-0,39	-6,51
				nur Boden		1,31	0,00	0,00
				100 F.c.		1,38	0,07	5,05
				167 F.c.		1,20	-0,11	-8,23
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	100 F.c./Luzerne		3,58	2,27	173,40
				100 F.c./Maisblatt		4,68	3,37	257,50
				100 F.c./Stroh		3,82	2,51	191,39
				nur Boden		1,21	0,00	0,00
				100 F.c.		1,17	-0,04	-3,51
				200 F.c.		1,19	-0,02	-1,75
				Luzerne		3,58	2,37	195,34
				50 F.c./Luzerne		3,86	2,65	218,85
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	Maisblatt		3,63	2,42	199,87
				50 F.c./Maisblatt		3,91	2,70	222,75
				Stroh		2,24	1,03	85,03
				50 F.c./Stroh		2,77	1,56	128,85

Tab. 20: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität – Reagenzglasversuche
Alle Angaben (mit Ausnahme der relativen Veränderung) in TPF(mg) pro 100g Substrat (TG)

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn								Mittelwert
					7	16	22	29	36	43	59	64	
V	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	0,23	0,26	0,10	0,23	0,14	0,08	0,19	0,12	0,17
				50 F.c.	1,03	0,41	0,29	0,54	0,40	0,23	0,47	0,62	0,52
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,80	0,15	0,19	0,32	0,26	0,15	0,28	0,70	0,36
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	343,92	58,85	190,57	140,35	191,51	199,51	150,21	562,57	229,69

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn						Mittelwert
					1	2	3	4	5	6	
I	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	0,22	0,22	0,41	0,31	0,31	0,37	0,31
				50 F.c.	0,57	0,59	0,72	0,38	0,73	0,69	0,61
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,35	0,37	0,31	0,06	0,41	0,31	0,30
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	157,14	169,56	76,51	20,01	131,07	84,15	106,41
II	Reagenzgläser	Versuchsfäche Sickte	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	0,39	1,03	0,75	1,11	1,01	1,15	0,91
				50 F.c.	0,54	0,51	0,91	0,87	0,98	2,07	0,98
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,16	-0,52	0,16	-0,24	-0,03	0,92	0,07
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	40,42	-50,27	21,08	-21,82	-2,75	80,17	11,14
III	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	50 P. minuta	0,48	0,75	0,85	0,87	0,95	1,66	0,93
				absolute Veränderung durch 50 P.m.	0,09	-0,28	0,09	-0,24	-0,06	0,51	0,02
				relative Veränderung durch 50 P.m.	23,68	-26,73	12,41	-21,65	-6,14	44,28	4,31
				nur Boden BS	0,21	0,54	1,70	0,66	0,54	0,12	0,63
IV	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Verticillium spec.	Boden BS/20 F.c.	0,46	0,49	0,98	0,81	2,11	1,07	0,99
				absolute Veränderung durch 20 F.c.	0,25	-0,05	-0,72	0,15	1,58	0,95	0,36
				relative Veränderung durch 20 F.c. (%)	114,77	-10,12	-42,23	22,46	294,42	800,59	196,65
				Boden BS/50 F.c.	0,52	0,73	1,46	1,51	1,70	1,29	1,20
V	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,31	0,19	-0,24	0,85	1,17	1,17	0,57
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	142,86	34,52	-14,28	129,79	218,03	992,48	250,57
				Boden BS/100 F.c.	0,24	0,78	1,14	0,89	1,33	0,99	0,90
				absolute Veränderung durch 100 F.c.	0,03	0,24	-0,57	0,23	0,79	0,87	0,27
VI	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Verticillium spec.	relative Veränderung durch 100 F.c. (%)	13,27	45,08	-33,19	35,17	148,35	736,94	157,60
				nur Boden Sickte	0,22	0,25	0,59	0,22	0,28	0,12	0,28
				nur Boden Sickte/50	0,31	0,68	2,19	2,39	3,08	1,76	1,74
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,09	0,43	1,61	2,17	2,80	1,64	1,46
VII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium spec.	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	42,86	173,12	273,68	999,77	1019,52	1353,62	643,76
				nur Boden	1,86	1,84	1,58	2,04	1,25		1,71
				50 F.c.	1,73	2,11	1,39	1,43	1,95	1,45	1,68
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	-0,13	0,28	-0,19	-0,61	0,70	1,45	0,25
VIII	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	-7,12	14,97	-12,00	-30,04	55,76		4,31
				nur Boden	1,04	1,55	2,10	4,98	1,56	1,45	2,11
				50 F.c.	1,14	1,63	2,48	0,87	1,71	2,06	1,65
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,10	0,08	0,38	-4,12	0,15	0,61	-0,47
IX	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium spec.	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	9,64	4,91	18,18	-82,62	9,43	42,42	0,33
				nur Boden	0,55	0,61	1,14	1,21	0,53	1,96	1,00
				50 F.c.	0,58	0,57	0,57	2,52	1,13	1,17	1,09
				absolute Veränderung durch 50 F. candida	0,03	-0,03	-0,57	1,31	0,59	-0,78	0,09
X	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium spec.	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	5,32	-5,42	-49,78	107,77	111,12	-40,04	21,49
				nur Boden/ Luzerne	0,82	0,73	1,57	0,84	0,84	0,49	0,88
				50 F.c./ Luzerne	2,18	2,17	1,50	1,43	1,11	1,41	1,63
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	1,36	1,44	-0,07	0,59	0,27	0,92	0,75
XI	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhacksel, Luzernemehl, Maisblatt	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	166,00	197,23	-4,44	69,59	32,44	186,86	107,95
				nur Boden/Maisblatt	0,80	0,67	0,50	1,40	0,28	0,15	0,63
				50 F.c./ Maisblatt	1,25	1,91	1,61	1,65	1,77	1,48	1,61
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,45	1,24	1,10	0,25	1,49	1,33	0,98
XII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	56,37	185,05	219,49	18,04	531,77	855,65	311,06
				nur Boden/Stroh	0,73	0,51	0,09	0,57	0,06	0,12	0,35
				50 F.c./ Stroh	0,77	0,70	0,41	0,50	0,56	0,31	0,54
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,03	0,19	0,32	-0,07	0,50	0,18	0,19
XIII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	4,35	36,54	336,37	-11,73	793,59	150,57	218,28
				nur Boden/ 0-2cm		0,09				0,09	0,08
				50 F.c./ 0-2cm	0,69	1,21	1,28	0,69	0,98	0,85	0,95
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		1,13		0,62		0,76	0,84
XIV	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		1257,73		1004,99		831,24	1031,32
				nur Boden/ 2-4cm	0,00	0,02	0,00				0,01
				50 F.c./ 2-4cm		1,14	1,17	1,02	0,79	0,67	0,96
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		1,11	1,17				1,14
XV	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		4458,19	53938,96				29198,57
				nur Boden/ 4-6cm	0,15	0,09	0,03		0,83	2,42	0,09
				50 F.c./ 4-6cm		0,72	0,87	0,86			1,14
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,57	0,78				0,67
XVI	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		377,89	839,76				608,82
				nur Boden	1,61	1,02	0,80	0,89	1,01	0,75	1,01
				50 S.c.	1,47	1,40	0,83	0,95	0,63	0,69	0,99
				absolute Veränderung durch 50 S.c.	-0,14	0,37	0,03	0,06	-0,38	-0,06	-0,02
XVII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 S.c. (%)	-8,43	36,54	4,00	7,14	-37,79	-7,90	-1,08
				50 X.c.	1,22	1,15	1,30	0,95	0,72	0,75	1,01
				absolute Veränderung durch 50 X.c.	-0,39	0,13	0,50	0,06	-0,29	0,00	0,00
				relative Veränderung durch 50 X.c. (%)	-24,36	12,50	63,24	7,14	-28,79	-0,23	4,92

10.3.4 Langzeitatmung

Tab. 21: Zusammenfassung der Ergebnisse der Messungen der Langzeitatmung

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen/Anzahl der Tage zwischen Versuchsbeginn und Start der Atmungsmessung	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Summe CO ₂ in mg während der Versuchsdauer	mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde in mg pro 100g Boden (TG)	absolute Abweichung von der "nur-Boden-Variante"	relative Abweichung von der "nur-Boden-Variante" (%)
1	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	138/75	nur Boden	195,03	0,043	0,000	0,00
				100 F.c.	223,20	0,049	0,006	14,44
				200 F.c.	162,75	0,036	-0,007	-16,56
				100 X.c.	219,40	0,048	0,005	12,49
2	Weckgläser	LUFA 2.1	146/14	nur Boden	344,41	0,036	0,000	0,00
				167 F.c.	340,93	0,036	0,000	-1,01
				333 F.c.	281,17	0,030	-0,007	-18,36
3	Weckgläser	LUFA 2.1	147/33	nur Boden	1822,17	0,223	0,000	0,00
				167 F.c.	1951,54	0,239	0,016	7,10
				333 F.c.	1875,19	0,229	0,006	2,91
4	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	11/0	nur Boden	26,24	0,204	0,000	0,00
				100 F.c.	31,96	0,248	0,044	21,83
				200 F.c.	32,28	0,251	0,047	23,04
				Luzerne	137,85	1,071	0,867	425,42
				50 F.c./Luzerne	125,54	0,975	0,771	378,50
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	97/0	100 F.c./Luzerne	140,81	1,094	0,890	436,72
				nur Boden	336,53	0,048	0,000	0,00
				17 F.c.	344,29	0,049	0,001	2,31
				33 F.c.	343,86	0,049	0,001	2,18
				67 F.c.	338,82	0,049	0,000	0,68
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	102/57	nur Boden	31,10	0,048	0,000	0,00
				80 F.c.	31,88	0,049	0,001	2,51
				200 F.c.	18,33	0,028	-0,020	-41,05
				400 F.c.	22,50	0,035	-0,013	-27,64
				autoklaviert	29,57	0,046	-0,002	-4,91
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186/2	autoklaviert/200 F.c.	61,75	0,095	0,047	98,57
				nur Boden	48,13	0,022	0,000	0,00
				20 F.c.	47,32	0,021	0,000	-1,69
				40 F.c.	71,20	0,032	0,010	47,93
				100 F.c.	55,68	0,025	0,003	15,70
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62/2	200 F.c.	58,84	0,027	0,005	22,25
				nur Boden	24,68	0,017	0,000	0,00
				20 F.c.	20,40	0,014	-0,003	-17,34
				50 F.c.	28,07	0,019	0,002	13,73
				100 F.c.	30,09	0,021	0,004	21,89
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156/0	200 F.c.	28,82	0,020	0,003	16,78
				nur Boden	32,31	0,017	0,000	0,00
				10 F.c.	25,09	0,013	-0,004	-22,35
				25 F.c.	39,45	0,021	0,004	22,12
				50 F.c.	42,13	0,022	0,005	30,41
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148/1	100 F.c.	27,76	0,015	-0,002	-14,06
				nur Boden	68,91	0,019	0,000	0,00
				10 F.c.	61,35	0,017	-0,002	-0,11
				20 F.c.	72,09	0,020	0,001	0,05
				50 F.c.	64,88	0,018	-0,001	-0,06
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88/0	100 F.c.	63,68	0,018	-0,001	-0,08
				200 F.c.	63,13	0,018	-0,002	-0,08
				nur Boden	612,24	0,098	0,000	0,00
				100 F.c.	544,93	0,087	-0,011	-10,99
				167 F.c.	561,57	0,090	-0,008	-8,28
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82/3	nur Boden	136,75	0,145	0,000	0,00
				100 F.c.	79,10	0,084	-0,061	-42,16
				200 F.c.	153,45	0,162	0,018	12,21
				Luzerne	188,73	0,200	0,055	38,00
				50 F.c./Luzerne	202,85	0,214	0,070	48,33
				Mais	340,48	0,360	0,215	148,97
				50 F.c./Mais	299,52	0,317	0,172	119,02
				Stroh	145,26	0,154	0,009	6,22
				50 F.c./Stroh	146,74	0,155	0,011	7,30

10.3.5 Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff

Tab. 22: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des organisch gebundenen Kohlenstoffs – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Corg. in g pro 100g Boden (TG)	absolute Abweichung von der "nur-Boden-Variante"	relative Abweichung von der "nur-Boden-Variante" (%)
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden	1,15	0,00	0,00
				20 F.c.	1,22	0,07	6,06
				40 F.c.	1,19	0,05	4,14
				100 F.c.	1,15	0,00	0,26
				200 F.c.	1,20	0,06	5,01
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	nur Boden	1,26	0,00	0,00
				20 F.c.	2,67	1,42	112,77
				50 F.c.	2,62	1,36	108,37
				100 F.c.	1,55	0,29	23,27
				200 F.c.	1,52	0,26	21,00
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	nur Boden	4,64	0,00	0,00
				10 F.c.	4,92	0,28	5,97
				25 F.c.	4,32	-0,33	-7,01
				50 F.c.	4,64	0,00	0,03
				100 F.c.	5,00	0,35	7,61
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	nur Boden	4,72	0,00	0,00
				10 F.c.	4,71	-0,01	-0,16
				20 F.c.	4,66	-0,05	-1,14
				50 F.c.	4,70	-0,02	-0,43
				100 F.c.	4,69	-0,03	-0,63
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	nur Boden	1,31	0,00	0,00
				100 F.c.	1,35	0,04	3,28
				167 F.c.	1,33	0,02	1,33
				100 F.c./Luzerne	1,42	0,11	8,65
				100 F.c./Maisblatt	1,42	0,11	8,25
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	100 F.c./Stroh	1,44	0,13	9,97
				nur Boden	1,32	0,00	0,00
				100 F.c.	1,29	-0,03	-2,33
				200 F.c.	1,31	-0,01	-0,60
				Luzerne	1,47	0,16	11,81
				50 F.c./Luzerne	1,49	0,18	13,37
				Maisblatt	1,38	0,06	4,48
				50 F.c./Maisblatt	1,47	0,15	11,62
				Stroh	1,37	0,06	4,25
				50 F.c./Stroh	1,46	0,15	11,12

Tab. 23: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des organisch gebundenen Kohlenstoffs – Reagenzglasversuche
Alle Angaben (mit Ausnahme der relativen Veränderung) in g pro 100g Boden (TG)

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn								Mittelwert	
					0	7	16	22	29	36	43	59		64
V	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	1,28	1,35	1,45	1,38	1,44	1,39	1,37	1,38	1,31	1,38
				50 F.c.	1,28	1,35	1,43	1,30	1,40	1,43	1,33	1,30	1,29	1,35
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,01	-0,03	-0,07	-0,05	0,04	-0,04	-0,08	-0,02	-0,03
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,58	-1,92	-5,37	-3,13	3,11	-2,87	-5,86	-1,62	-2,13

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn						Mittelwert				
					1	2	3	4	5	6					
III	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig Sickte	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden BS	0,52	0,51	1,30	1,16		0,87					
				Boden BS/20 F.c.	0,65	0,65		1,39		1,67	1,09				
				absolute Veränderung durch 20 F.c.	0,13	0,14		0,23			0,16				
				relative Veränderung durch 20 F.c. (%)	25,28	26,40		19,52			23,73				
				Boden BS/50 F.c.	0,91	0,78				1,45	1,05				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,39	0,26					0,33				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	75,00	51,34					63,17				
				Boden BS/100 F.c.	0,65	0,77	1,29	1,14		1,42	1,05				
				absolute Veränderung durch 100 F.c.	0,12	0,26	-0,01	-0,02			0,09				
				relative Veränderung durch 100 F.c. (%)	23,89	50,67	-0,76	-1,96			17,96				
				nur Boden Sickte	2,82	2,66		3,67		4,04	3,30				
				nur Boden	2,95	2,77		3,41	3,76		3,22				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,13	0,11		-0,26			-0,01				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	4,76	4,28		-7,19			0,62				
				VII	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium spec.	nur Boden		1,23	1,38	1,44	1,55		1,40
								50 F.c.		1,50	1,46	1,20	1,52	1,34	1,41
absolute Veränderung durch 50 F.c.			0,28					0,08	-0,24	-0,04	0,02				
relative Veränderung durch 50 F.c. (%)			22,61					6,02	-16,48	-2,44	2,43				
VIII	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhäcksel, Luzernemehl, Maisblatt	Luzerne	1,84	1,80		1,97		1,59	1,80				
				50 F.c./ Luzerne		1,71	1,66	1,69		1,74	1,70				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.			-0,0836		-0,2738		0,1535	-0,0680			
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)			-4,65		-13,91		9,67	-2,9626			
				Maisblatt	1,78	1,64	1,62	1,66	1,75	1,77	1,70				
				50 F.c./ Maisblatt	1,58	1,76	2,28	1,69	1,57	1,66	1,76				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	-0,20	0,12	0,66	0,03	-0,18	-0,11	0,05				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	-11,24	7,19	40,82	1,83	-10,05	-6,40	3,69				
				Stroh	1,62	1,93	1,72	1,86	1,92	1,72	1,79				
				50 F.c./ Stroh	1,80	1,67	1,84	2,31	1,77	1,29	1,78				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,18	-0,26	0,12	0,45	-0,15	-0,43	-0,01				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	10,92	-13,29	6,99	24,50	-7,58	-25,02	-0,58				
				IX	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten: 0- 2cm, 2-4cm, 4-6cm	nur Boden/ 0-2cm	1,38	1,46	2,20	1,46	1,46	1,46	1,57
								50 F.candida/ 0-	1,38	1,36		1,46	1,63	1,31	1,43
								absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,00	-0,10		0,01	0,17	-0,14	-0,01
								relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,05	-6,70		0,46	11,61	-9,91	-0,90
nur Boden/ 2-4cm	1,45	1,61	1,64					1,30	1,51	1,39	1,48				
50 F.c./ 2-4cm	1,30	1,58	1,37					1,41	1,42	1,38	1,41				
absolute Veränderung durch 50 F.c.		-0,03	-0,27								-0,15				
relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		-2,02	-16,51								-9,27				
nur Boden/ 4-6cm	1,38	1,45	1,55						1,59	1,41	1,48				
50 F.c./ 4-6cm	1,38	1,51	1,38					1,34	1,31	1,40	1,39				
absolute Veränderung durch 50 F.c.	-0,01	0,06	-0,16						-0,28	-0,02	-0,08				
relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	-0,45	3,96	-10,50						-17,66	-1,17	-5,16				
X	Reagenzgläser	Versuchsstfläche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii					nur Boden	1,48	1,45	1,40	1,42	1,43	1,40	1,43
								50 S.c.		1,82	1,43	1,48	1,47	1,38	1,51
								absolute Veränderung durch 50 S.c.	-1,48	0,37	0,03	0,07	0,03	-0,02	-0,17
								relative Veränderung durch 50 S.c. (%)	-100,00	25,53	1,94	4,76	2,35	-1,45	-11,14
				50 X.c.	1,34	1,23	1,65		1,35	1,45	1,40				
				absolute Veränderung durch 50 X.c.	-0,14	-0,22	0,25	-1,42	-0,08	0,05	-0,26				
				relative Veränderung durch 50 X.c. (%)	-9,69	-15,09	17,89	-100,00	-5,60	3,57	-18,15				
				nur Boden											

10.3.6 Nitratgehalt

Tab. 24: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des Nitratgehaltes
Alle Angaben (mit Ausnahme der relativen Veränderung) in g pro 100g Boden (TG)

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Gesamt- versuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Nitrat in g pro 100g Boden (TG) bei Versuchsabschlu- ss	absolute Abweichung von der "nur-Boden- Variante"	relative Abweichung von der "nur-Boden- Variante" (%)
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	Zugabe von Strohhäcksel, Luzernemehl, Maisblatt	82	nur Boden	0,019	0,000	0,00
					100 F. c.	0,021	0,002	12,33
					200 F. c.	0,019	0,000	0,25
					Luzerne	0,033	0,014	75,67
					50 F. c./Luzerne	0,041	0,022	115,77
					Maisblatt	0,023	0,004	21,64
					50 F. c./Maisblatt	0,031	0,012	60,86
					Stroh	0,001	-0,018	-92,19
					50 F. c./Stroh	0,020	0,001	7,80

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn								Mittelwert
					7	16	22	29	36	43	59	64	
V	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	nur Boden	0,009	0,013	0,013	0,013	0,009	0,009	0,008	0,007	0,010
				50 F. c.	0,009	0,013	0,014	0,012	0,011	0,009	0,007	0,010	
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	0,000	-0,001	0,000	0,000	0,002	0,000	-0,001	0,002	0,000
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	-2,07	-5,84	3,12	-2,34	20,11	1,65	-10,62	26,83	3,86

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn						Mittelwert
					1	2	3	4	5	6	
IV	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit <i>Verticillium spec.</i>	nur Boden	0,041		0,062	0,065	0,058	0,063	0,058
				50 F. c.	0,040		0,058	0,068	0,069	0,062	0,059
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	-0,001		-0,004	0,003	0,011	-0,001	0,002
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	-2,48		-6,46	5,02	18,64	-2,36	2,47
VI	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	nur Boden	0,059	0,071	0,057	0,043	0,061	0,066	0,059
				50 F. c.	0,056	0,063	0,037	0,061	0,084	0,064	0,061
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	-0,003	-0,008	-0,020	0,017	0,023	-0,002	0,001
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	-4,75	-11,20	-34,59	39,56	38,02	-2,32	4,12
VII	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Verticillium spec.</i>	nur Boden	0,015	0,017	0,011	0,013	0,011	0,007	0,013
				50 F. c.	0,007	0,009	0,012	0,014	0,010	0,010	0,010
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	-0,009	-0,009	0,001	0,001	-0,001	0,003	-0,002
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	-56,00	-50,65	11,58	9,13	-9,53	37,97	-9,58
VIII	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Zugabe von Strohhäcksel, Luzernemehl, Maisblatt	Luzerne	0,004	0,015	0,001	0,025	0,016	0,008	0,011
				50 F. c./Luzerne	0,016	0,016	0,000	0,004	0,012	0,004	0,009
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	0,012	0,001	-0,001	-0,021	-0,003	-0,004	-0,003
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	324,93	5,31	-95,66	-83,78	-22,16	-51,45	12,86
				Maisblatt	0,013	0,014	0,017	0,021	0,009	0,008	0,014
				50 F. c./Maisblatt	0,006	0,019	0,018	0,014	0,011	0,007	0,013
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	-0,006	0,005	0,002	-0,007	0,001	-0,001	-0,001
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	-51,07	37,50	11,64	-33,75	14,35	-11,49	-5,47
				Stroh	0,004	0,005	0,018	0,011	0,006	0,010	0,009
				50 F. c./Stroh	0,015	0,002	0,004	0,020	0,006	0,004	0,008
				absolute Veränderung durch 50 F. c.	0,011	-0,003	-0,014	0,008	-0,001	-0,006	-0,001
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)	272,78	-64,12	-78,17	75,72	-8,99	-63,78	22,24
IX	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i> ; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2- 4cm, 4-6cm	nur Boden/0-2cm			0,006		0,019		0,013
				50 F. c./0-2cm			0,008		0,017		0,013
				absolute Veränderung durch 50 F. c.			0,003		-0,002		0,000
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)			44,09		-12,25		15,92
				nur Boden/2-4cm					0,016		0,016
				50 F. c./2-4cm			0,003		0,015		0,009
				absolute Veränderung durch 50 F. c.					-0,001		-0,001
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)					-8,55		-8,55
				nur Boden/4-6cm			0,009		0,020		0,014
				50 F. c./4-6cm			0,008		0,021		0,014
				absolute Veränderung durch 50 F. c.			-0,001		0,001		0,000
				relative Veränderung durch 50 F. c. (%)			-7,81		3,80		-2,00
X	Reagenzgläser	Versuchsfläche Braunschweig	Beimpfung mit <i>Hypophichia burtonii</i>	nur Boden	0,009	0,011	0,005	0,005	0,008	0,011	0,008
				50 S. c.	0,009	0,002	0,008		0,010	0,011	0,008
				absolute Veränderung durch 50 S. c.	0,000	-0,009	0,003	-0,005	0,002	0,000	-0,002
				relative Veränderung durch 50 S. c. (%)	-3,40	-79,38	57,61	-100,00	25,19	-3,53	-17,25
				50 X. c.	0,012	0,005	0,013	0,015	0,017	0,014	0,013
				absolute Veränderung durch 50 X. c.	0,003	-0,006	0,007	0,010	0,008	0,003	0,004
				relative Veränderung durch 50 X. c. (%)	30,01	-51,91	138,70	194,74	100,81	23,65	72,66

10.3.7 Bodenfeuchtigkeit

Tab. 25: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Bodenfeuchtigkeit in % von Wkmax. bei Versuchsabschluss	absolute Abweichung von der "nur-Boden-Variante"	relative Abweichung von der "nur-Boden-Variante" (%)
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden	24,14	0,00	0,00
				20 F.c.	26,03	1,89	7,82
				40 F.c.	22,86	-1,28	-5,29
				100 F.c.	25,01	0,87	3,59
				200 F.c.	25,61	1,47	6,08
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	62	nur Boden	39,51	0,00	0,00
				20 F.c.	43,88	4,36	11,04
				50 F.c.	42,60	3,08	7,80
				100 F.c.	43,47	3,96	10,03
				200 F.c.	39,98	0,47	1,19
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	nur Boden	38,17	0,00	0,00
				10 F.c.	43,12	4,95	12,97
				25 F.c.	38,87	0,70	1,82
				50 F.c.	38,92	0,75	1,96
				100 F.c.	42,90	4,73	12,38
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	nur Boden	56,70	0,00	0,00
				10 F.c.	55,49	-1,21	-2,14
				20 F.c.	59,77	3,07	5,42
				50 F.c.	59,59	2,89	5,09
				100 F.c.	60,15	3,45	6,08
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	200 F.c.	61,40	4,70	8,28
				nur Boden	34,37	0,00	0,00
				100 F.c.	33,28	-1,09	-3,16
				167 F.c.	33,33	-1,04	-3,02
				100 F.c./Luzerne	34,77	0,41	1,18
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	100 F.c./Maisblatt	32,47	-1,89	-5,50
				100 F.c./Stroh	34,80	0,43	1,26
				nur Boden	37,73	0,00	0,00
				100 F.c.	39,20	1,47	3,90
				200 F.c.	39,46	1,73	4,59
				Luzerne	36,87	-0,86	-2,28
				50 F.c./Luzerne	36,61	-1,12	-2,96
				Maisblatt	39,85	2,12	5,63
				50 F.c./Maisblatt	41,43	3,70	9,81
				Stroh	39,07	1,34	3,55
				50 F.c./Stroh	39,85	2,12	5,63

Tab. 26: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung der Bodenfeuchtigkeit in % $W_{k,max}$. – Reagenzglasversuche
Alle Angaben (mit Ausnahme der relativen Veränderung) in % von $W_{k,max}$.

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn										Mittelwert ohne Wert zu Versuchs beginn	
					0	7	16	22	29	36	43	59	64			
V	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	42,49	34,00	30,73	30,06	24,88	24,02	20,62	51,09	43,72	32,39		
				50 F.c.	42,49	34,34	33,20	30,73	26,57	22,45	20,06	51,17	41,56	32,51		
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,34	2,47	0,67	1,70	-1,57	-0,56	0,08	-2,15	0,12		
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		1,01	8,05	2,22	6,83	-6,52	-2,71	0,16	-4,93	0,51		
Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn							Mittelwert ohne Wert zu Versuchs beginn				
					0	1	2	3	4	5	6					
I	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	51,17	50,92	48,43	49,26	48,43	47,61	44,36	48,17				
				50 F.c.	51,17	50,92	45,98	48,43	48,43	49,26	45,98	48,17				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,00	-2,46	-0,83	0,00	1,65	1,62	0,00				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,00	-5,07	-1,68	0,00	3,46	3,65	0,06				
II	Reagenzgläser	Versuchsschale Sickinge	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	39,59	38,81	38,03	37,25	34,95	31,92	28,22	34,86				
				50 F.c.	39,59	41,17	39,59	39,59	34,95	32,68	28,22	36,03				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		2,36	1,56	2,34	0,00	0,75	0,00	1,17				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		6,07	4,10	6,27	0,00	2,35	0,00	3,13				
				50 P. minuta	39,59	38,81	38,03	38,03	35,71	31,18	28,95	35,12				
				absolute Veränderung durch 50 P.m.		0,00	33,93	31,76	35,71	28,82	28,95	26,53				
				relative Veränderung durch 50 P.m.		0,00	89,21	85,25	102,19	90,28	102,60	78,26				
				nur Boden BS	41,17	38,03	31,92	30,43	30,43	28,95	26,76	31,09				
III	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig Versuchsschale Sickinge	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	Boden BS/20 F.c.	41,17	38,81	35,71	29,69	29,69	28,95		32,57				
				absolute Veränderung durch 20 F.c.		0,78	3,79	-0,74	-0,74	0,00		0,62				
				relative Veränderung durch 20 F.c. (%)		2,05	11,87	-2,44	-2,44	0,00		1,81				
				Boden BS/50 F.c.	41,17	38,03	34,95	36,48	34,19	30,43	24,59	33,11				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,00	3,03	6,05	3,76	1,48	-2,17	2,02				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,00	0,09	0,20	0,12	0,05	-0,08	0,06				
				Boden BS/100 F.c.	41,17	34,95	33,43	31,18	27,48	26,76	21,74	29,26				
				absolute Veränderung durch 100 F.c.		-3,08	1,51	0,74	-2,95	-2,20	-5,01	-1,83				
				relative Veränderung durch 100 F.c. (%)		-0,08	0,05	0,02	-0,10	-0,08	-0,19	-0,06				
				nur Boden Sickinge	38,12	37,48	34,95	32,47	33,08	29,43	27,64	32,51				
				nur Boden Sickinge/50 F.c.	38,12	37,48	33,08	32,47	33,08	28,83	28,23	32,20				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,00	-1,87	0,00	0,00	-0,60	0,59	-0,31				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,00	-5,34	0,00	0,00	-2,04	2,15	-0,87				
				IV	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	nur Boden	62,71	61,71	62,66	55,18	52,45	41,04	43,62	52,78
								50 F.c.	62,71	60,76	59,82	55,18	47,98	46,22	38,50	51,41
								absolute Veränderung durch 50 F.c.		-0,95	-2,84	0,00	-4,47	5,18	-5,11	-1,36
relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		-1,53	-4,52					0,00	-8,52	12,63	-11,72	-2,28				
VI	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	68,05	66,50	63,61	63,61	59,82	57,95	57,03	61,42				
				50 F.c.	68,05	67,47	66,50	62,66	60,76	55,18	56,10	61,45				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,97	2,89	-0,95	0,94	-2,77	-0,92	0,03				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		1,46	4,54	-1,50	1,57	-4,78	-1,62	-0,05				
VII	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium nigrescens	nur Boden	41,17	38,81	34,95	31,18	27,48	27,48	23,16	30,51				
				50 F.c.	41,17	38,03	33,43	32,68	28,22	27,48	24,59	30,74				
				absolute Veränderung durch 50 F. candida		-0,78	-1,52	1,50	0,73	0,00	1,43	0,23				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		-2,01	-4,35	4,81	2,66	0,00	6,17	1,21				
				Luzerne	54,85	49,26	50,92	48,43	45,17	42,75	40,38	46,15				
				50 F.c./Luzerne	54,85	50,09	47,61	46,79	43,55	40,38	39,59	44,67				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,83	-3,31	-1,64	-1,61	-2,38	-0,79	-1,48				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		1,69	-6,51	-3,39	-3,57	-5,56	-1,95	-3,21				
VIII	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhäcksel, Luzernemehl, Maisblatt	Maisblatt	54,85	52,60	52,60	47,61	43,55	43,55	42,75	47,11				
				50 F.c./ Maisblatt	54,85	53,45	51,76	48,43	44,36	42,75	41,17	46,99				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,85	-0,84	0,82	0,80	-0,80	-1,59	-0,13				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		1,61	-1,60	1,73	1,85	-1,84	-3,72	-0,33				
				Stroh	54,85	53,45	52,60	49,26	49,26	45,17	39,59	48,22				
				50 F.c./ Stroh	54,85	53,45	50,09	51,76	46,79	42,75	40,38	47,54				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,00	-2,51	2,50	-2,47	-2,41	0,79	-0,68				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,00	-4,78	5,08	-5,01	-5,34	1,98	-1,34				
				nur Boden/0-2cm	36,02	31,53	29,69	41,17	43,56	38,81	37,25	37,00				
				50 F.c./ 0-2cm	36,02	36,85	31,92	43,55	40,38	36,48	36,48	37,61				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		5,32	2,23	2,39	-3,18	-2,33	-0,77	0,61				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		16,88	7,53	5,80	-7,30	-5,99	-2,07	2,47				
IX	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4- 6cm	nur Boden/ 2-4cm	36,02	28,95	32,68	42,75	43,55	38,81	36,48	37,20				
				50 F.c./ 2-4cm	36,02	31,76	27,48	46,79	45,17	38,81	36,48	37,75				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		2,81	-5,19	4,04	1,61	0,00	0,00	0,54				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		9,71	-15,89	9,44	3,70	0,00	0,00	1,16				
				nur Boden/ 4-6cm	36,02	35,02	30,43	41,96	41,96	35,71	36,48	36,93				
				50 F.c./ 4-6cm	36,02	35,36	31,18	45,17	38,03	40,38	38,81	38,15				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.		0,34	0,74	3,21	-3,93	4,66	2,33	1,23				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)		0,97	2,45	7,65	-9,36	13,05	6,37	3,52				
				nur Boden	56,50	56,01	54,30	52,60	50,09	50,92	45,98	51,65				
				50 S. caeca	56,50	54,30	51,76	52,60	50,09	49,26	47,61	50,94				
				absolute Veränderung durch 50 S.c.		-1,71	-2,54	0,00	0,00	-1,66	1,63	-0,71				
				X	Reagenzgläser	Versuchsschale Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	relative Veränderung durch 50 S.c. (%)		-3,06	-4,67	0,00	0,00	-3,27	3,55	-1,24
50 X.c.	56,50	54,30	54,30					50,92	50,09	47,61	45,17	50,40				
absolute Veränderung durch 50 X.c.		-1,71	0,00					-1,68	0,00	-3,31	-0,81	-1,25				
relative Veränderung durch 50 X.c. (%)		-3,06	0,00					-3,19	0,00	-6,51	-1,76	-2,43				

10.3.8 pH

Tab. 27: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des pH – Weckglas- und Röhrenversuche

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Gesamtversuchsdauer in Tagen	eingesetzte Tiere (Zusatz von organischem Material)/100g Boden	pH bei Versuchsabschluss	absolute Abweichung von der "nur Boden-Variante"	relative Abweichung von der "nur Boden-Variante" (%)
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	186	nur Boden	5,41	0,00	0,00
				20 F. c.	5,57	0,16	2,96
				40 F. c.	5,30	-0,12	-2,13
				100 F. c.	5,38	-0,03	-0,55
				200 F. c.	5,33	-0,08	-1,48
9	Röhren	Versuchsfläche Sickte	156	nur Boden	7,83	0,00	0,00
				10 F. c.	7,85	0,02	0,26
				25 F. c.	7,86	0,01	0,06
				50 F. c.	7,85	-0,01	-0,06
				100 F. c.	7,81	-0,04	-0,51
10	Röhren	Versuchsfläche Sickte	148	nur Boden	7,80	0,00	0,00
				10 F. c.	7,80	0,00	-0,06
				20 F. c.	7,85	0,05	0,68
				50 F. c.	7,86	0,06	0,71
				100 F. c.	7,82	0,02	0,19
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	88	200 F. c.	7,85	0,05	0,64
				nur Boden	5,89	0,00	0,00
				100 F. c.	5,9	0,01	0,17
				167 F. c.	5,87	-0,02	-0,34
				100 F. c./ Luzerne	6,14	0,25	4,24
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	82	100 F. c./ Mais	5,86	-0,03	-0,51
				100 F. c./ Stroh	5,99	0,10	1,70
				nur Boden	6,04	0,00	0,00
				100 F. c.	5,98	-0,06	-0,99
				200 F. c.	6,07	0,03	0,50
				0,5g Luzerne	5,99	-0,05	-0,83
				0,5g Luzerne/ 50 F. c.	5,96	-0,08	-1,32
				0,5g Mais	6,35	0,31	5,13
				0,5g Mais/ 50 F. c.	6,36	0,32	5,30
				0,5g Stroh	6,5	0,46	7,62
				0,5g Stroh/ 50 F. c.	6,45	0,41	6,79

Tab. 28: Zusammenfassung der Ergebnisse der Bestimmung des pH – Reagenzglasversuche

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Tage nach Versuchsbeginn								Mittelwert
					7	16	22	29	36	43	59	64	
V	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	6,32	6,39	6,48	6,48	6,45	6,50	6,59	6,65	6,48
				50 F.c.	6,36	6,43	6,53	6,50	6,51	6,64	6,79	6,77	6,57
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,04	0,04	0,05	0,02	0,06	0,14	0,20	0,12	0,08
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,63	0,63	0,77	0,31	0,93	2,15	3,03	1,80	1,28

Versuchs- nummer	Gefäß	Versuchs- substrat	besondere Parameter	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Wochen nach Versuchsbeginn						Mittelwert				
					1	2	3	4	5	6					
I	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	6,55	6,59	6,59	6,47	6,61	6,61	6,57				
				50 F.c.	6,57	6,60	6,60	6,51	6,74	6,67	6,62				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,02	0,01	0,01	0,04	0,13	0,06	0,04				
				relative Veränderung durch 50 F.c.(%)	0,31	0,15	0,15	0,62	1,97	0,91	0,68				
II	Reagenzgläser	Versuchsfäche Sickte	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	6,58	6,84	6,90	6,90	6,98	7,03	6,87				
				50 F.c.	6,78	6,91	6,99	7,01	7,06	7,12	6,98				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,20	0,07	0,09	0,11	0,08	0,09	0,11				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	3,04	1,02	1,30	1,59	1,15	1,28	1,56				
				50 P.m.	6,77	6,94	7,02	7,08	7,08	7,14	7,01				
				absolute Veränderung durch 50 P.m.	0,19	0,10	0,12	0,18	0,10	0,11	0,13				
				relative Veränderung durch 50 P.m.	2,89	1,46	1,74	2,61	1,43	1,56	1,95				
				nur Boden BS	6,87	6,87	6,92	6,74	6,79	6,79	6,83				
III	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig Versuchsfäche Sickte	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	Boden BS/20 F.c.	6,91	6,91	6,95	6,82	6,82	6,88	6,88				
				absolute Veränderung durch 20 F.c.	0,04	0,04	0,03	0,08	0,03	0,09	0,05				
				relative Veränderung durch 20 F.c. (%)	0,58	0,58	0,43	1,19	0,44	1,33	0,76				
				Boden BS/50 F.c.	6,92	6,92	6,97	6,81	6,94	7,02	6,93				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,05	0,05	0,05	0,07	0,15	0,23	0,10				
				relative Veränderung durch 50 F.c.(%)	0,73	0,73	0,72	1,04	2,21	3,39	1,47				
				Boden BS/100 F.c.	6,94	6,95	7,03	6,93	6,83	7,00	6,95				
				absolute Veränderung durch 100 F.c.	0,07	0,08	0,11	0,19	0,04	0,21	0,12				
				relative Veränderung durch 100 F.c. (%)	1,02	1,16	1,59	2,82	0,59	3,09	1,71				
				nur Boden Sickte	7,46	7,48	7,48	7,19	7,26	7,34	7,37				
				nur Boden Sickte/50 F.c.	7,55	7,51	7,50	7,49	7,32	7,41	7,46				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,09	0,03	0,02	0,30	0,06	0,07	0,09				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	1,21	0,40	0,27	4,17	0,83	0,95	1,30				
				IV	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Verticillium spec.	nur Boden	5,45	5,51	5,26	5,52	5,58	5,60	5,49
								50 F.c.	5,50	5,62	5,58	5,54	5,58	5,60	5,57
								absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,05	0,11	0,32	0,02	0,00	0,00	0,08
relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,92	2,00	6,08					0,36	0,00	0,00	1,56				
VI	Reagenzgläser	LUFA 2.1	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	5,50	5,50	5,44	5,46	5,59	5,60	5,52				
				50 F.c.	5,51	5,44	5,46			5,53	5,49				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,01	-0,06	0,02			-0,07	-0,02				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,18	-1,09	0,37			-1,25	-0,45				
VII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Verticillium spec.	nur Boden	6,79	6,82	6,79	6,88	6,90	6,97	6,86				
				50 F.c.	6,70	6,88	6,84	6,89	6,88	6,97	6,86				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	-0,09	0,06	0,05	0,01	-0,02	0,00	0,00				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	-1,33	0,88	0,74	0,15	-0,29	0,00	0,02				
VIII	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhäcksel, Luzernemehl, Maisblatt	nur Boden/ Luzerne	6,96	6,95	6,80	6,93	6,90	6,77	6,89				
				50 F.c./Luzerne	7,07	7,09	6,77	7,11	6,77	6,82	6,94				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,11	0,14	-0,03	0,18	-0,13	0,05	0,05				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	1,58	2,01	-0,44	2,60	-1,88	0,74	0,77				
				nur Boden/Mais	7,03	6,97	6,80	6,84	6,89	6,92	6,91				
				50 F.c./Mais	7,08	7,07	6,81	6,97	6,91	6,84	6,95				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,05	0,10	0,01	0,13	0,02	-0,08	0,04				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,71	1,43	0,15	1,90	0,29	-1,16	0,55				
				nur Boden/Stroh	6,92	6,88	6,72	6,95	6,79	6,78	6,84				
				50 F.c./Stroh	6,94	6,95	6,74	6,98	6,75	6,93	6,88				
				absolute Veränderung durch 50 F.c.	0,02	0,07	0,02	0,03	-0,04	0,15	0,04				
				relative Veränderung durch 50 F.c. (%)	0,29	1,02	0,30	0,43	-0,59	2,21	0,61				
X	Reagenzgläser	Versuchsfäche Braunschweig	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	nur Boden	6,84	6,77	6,58	6,72	6,70	6,79	6,73				
				50 S.c.	6,78	6,82	6,89	6,83	6,73	6,65	6,78				
				absolute Veränderung durch 50 S.c.	-0,06	0,05	0,31	0,11	0,03	-0,14	0,05				
				relative Veränderung durch 50 S.c. (%)	-0,88	0,74	4,71	1,64	0,45	-2,06	0,77				
				50 X.c.	6,86	6,81	6,92	6,87	6,76	6,75	6,83				
				absolute Veränderung durch 50 X.c.	0,02	0,04	0,34	0,15	0,06	-0,04	0,10				
				relative Veränderung durch 50 X.c. (%)	0,29	0,59	5,17	2,23	0,90	-0,59	1,43				

10.4 Auswertungstabellen: Statistik

10.4.1 Test auf Normalverteilung

Tab. 29: Test auf Normalverteilung; Versuche 1-12

**.: signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Kolmogorov-Smirnov-Test und Shapiro-Wilk-Test)

*.: signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Kolmogorov-Smirnov-Test)

*): signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Shapiro-Wilk-Test; in diesen Fällen war der Kolmogorov-Smirnov-Test wegen zu geringem Stichprobenumfang nicht durchführbar)

nein: nicht signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (beide Tests)

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Substratmenge (TG)	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen/Tage nach Versuchsbeginn bis zum Start der Atmungsmessung	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG
1	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		138/75	nur Boden	**
						100 F. c.	**
						200 F. c.	**
						100 X. c.	**
2	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		146/14	nur Boden	nein
						167 F. c.	*
						333 F. c.	**
3	Weckgläser	LUFA 2.1	300g		147/33	nur Boden	nein
						167 F. c.	nein
						333 F. c.	nein
4	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Luzernemehl	11/0	nur Boden	*)
						100 F. c.	*)
						200 F. c.	*)
						nur Boden/Luzerne	*)
						50 F. c./Luzerne	*)
						100 F. c./Luzerne	*)
5	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g		97/0	nur Boden	**
						17 F. c.	**
						33 F. c.	**
						67 F. c.	**
6	Röhren/Gaze	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Vergleich mit autoklavierter Variante	102/57	nur Boden	**
						80 F. c.	**
						200 F. c.	**
						400 F. c.	**
						autoklaviert	**
						autoklaviert/ 200 F. c.	**
7	kleine Gläschen in Weckgläsern	Versuchsfläche Braunschweig	50g		186/2	nur Boden	nein
						20 F. c.	nein
						40 F. c.	**
						100 F. c.	nein
8	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	100g		62/2	200 F. c.	nein
						nur Boden	**
						20 F. c.	**
						50 F. c.	**
9	Röhren	Versuchsfläche Sickinge	50g		156/0	100 F. c.	**
						200 F. c.	**
						nur Boden	**
						20 F. c.	**
10	Röhren	Versuchsfläche Sickinge	100g		148/1	50 F. c.	nein
						100 F. c.	*
						200 F. c.	*
						nur Boden	*
						10 F. c.	*
						20 F. c.	*
11	Weckgläser	Versuchsfläche Braunschweig	300g	Zugabe von Stroh hacksel, Luzernemehl, Maisblatt	88/0	50 F. c.	nein
						100 F. c./ Luzerne	nein
						100 F. c./ Mais	nein
						100 F. c./ Stroh	nein
						nur Boden	nein
12	Röhren	Versuchsfläche Braunschweig	50g	Zugabe von Stroh hacksel, Luzernemehl, Maisblatt	82/3	nur Boden	**
						100 F. c.	**
						200 F. c.	**
						nur Boden/Luzerne	**
						100 F. c./Luzerne	**
						nur Boden/ Mais	**
						100 F. c./Mais	**
						nur Boden/Stroh	**
						100 F. c./Stroh	**

Tab. 30: Test auf Normalverteilung; Versuche I-X

**: signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Kolmogorov-Smirnov-Test und Shapiro-Wilk-Test)
 *: signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Kolmogorov-Smirnov-Test)
 *): signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (Shapiro-Wilk-Test)
 nein: nicht signifikant auf 95%-Signifikanzniveau (beide Tests)

Versuchsnummer	Gefäß	Versuchssubstrat	Substratmenge (TG)	besondere Parameter	Gesamtversuchsdauer in Tagen	Variante: eingesetzte Collembolen pro 100g Substrat (TG)	Gesamtkeimzahl	Pilzkeimzahl	Dehydrogenaseaktivität	pH	Bodenfeuchtigkeit	organischer C-Gehalt	Nitrat-Gehalt
I	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia	42	nur Boden 50 F.c.	**	*	**	**	**		
II	Reagenzglas	Versuchsfäche Sickinge	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 50 F.c. 50 P.m.	**	**	**	**	**		
III	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig Versuchsfäche Sickinge	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden BS Boden BS/20 F.c. Boden BS/50 F.c. Boden BS/100 F.c. nur Boden Sickinge Boden Sickinge/50 F.c.	**	**	**	**	**		**
IV	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Verticillium nigriscens	42	nur Boden 50 F.c.	**	**	**	**	**		*
V	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	64	nur Boden 50 F.c.	**	**	**	**	**	**	**
VI	Reagenzglas	LUFA 2.1	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	41	nur Boden 50 F.c.	*	**	nein	*	**	**	**
VII	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Verticillium nigriscens	42	nur Boden 50 F.c.	nein	**	**	**	**	*	**
VIII	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Zugabe von Strohhäcksel, Luzerne, Maisblatt	44	nur Boden/Luzerne 50 F.c./Luzerne nur Boden/Mais 50 F.c./Mais nur Boden/Stroh 50 F.c./Stroh	**	**	**	**	**	*	**
IX	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	autoklaviert, Beimpfung mit Hyphopichia burtonii; Vergleich der Probenschichten: 0-2cm, 2-4cm, 4-6cm	43	nur Boden/0-2cm nur Boden/2-4cm nur Boden/4-6cm 50 F.c./0-2cm 50 F.c./2-4cm 50 F.c./4-6cm	**	**	nein	nein	**	nein	**
X	Reagenzglas	Versuchsfäche Braunschweig	10g	Beimpfung mit Hyphopichia burtonii	42	nur Boden 50 S.c. 50 X.c.	*	*	**	**	**	*	**

10.4.2 Wilcoxon-Test für Paardifferenzen/Friedman-Test

*: signifikant auf 95%-Signifikanzniveau

Atmung	Versuch 1		
	Friedman: *		
	0 Tiere	100 F. candida	200 F. candida
100 F. candida	*		
200 F. candida	*	*	
100 X. corticalis	*	—	*

Atmung	Versuch 2	
	Friedman: =	
	0 Tiere	167 F. candida
167 F. candida	—	
333 F. candida	*	—

Atmung	Versuch 3	
	Friedman: =	
	0 Tiere	167 F. candida
167 F. candida	—	
333 F. candida	—	—

Atmung	Versuch 4				
	Friedman: *				
	0 Tiere	100 F. candida	200 F. candida	0 Tiere/Luzerne	100 Tiere/Luzerne
100 F. candida	—				
200 F. candida	—	—			
0 Tiere/Luzerne	—	—	—		
100 Tiere/Luzerne	—	—	—	—	
200 Tiere/Luzerne	—	—	—	—	—

Atmung	Versuch 5		
	Friedman: =		
	0 Tiere	17 F. candida	33 F. candida
17 F. candida	—		
33 F. candida	—	—	
67 F. candida	—	—	—

Atmung	Versuch 6				
	Friedman: =				
	0 Tiere	80 F. candida	200 F. candida	400 F. candida	0 Tiere/autoklav.
80 F. candida	—				
200 F. candida	—	*			
400 F. candida	—	—	—		
0 Tiere/autoklaviert	—	—	—	—	
200 Tiere/autoklaviert	—	—	—	—	*

Atmung	Versuch 7			
	Friedman: *			
	0 Tiere	20 F. candida	40 F. candida	100 F. candida
20 F. candida	—			
40 F. candida	*	*		
100 F. candida	*	*	*	
200 F. candida	*	—	—	—

Atmung	Versuch 8			
	Friedman: *			
	0 Tiere	20 F. candida	50 F. candida	100 F. candida
20 F. candida	*			
50 F. candida	*	*		
100 F. candida	—	*	—	
200 F. candida	*	*	—	—

Atmung	Versuch 9			
	Friedman: *			
	0 Tiere	20 F. candida	50 F. candida	100 F. candida
20 F. candida	*			
50 F. candida	—	*		
100 F. candida	*	*	—	
200 F. candida	—	—	*	*

Atmung	Versuch 10				
	Friedman: *				
	0 Tiere	10 F. candida	20 F. candida	50 F. candida	100 F. candida
10 F. candida	*				
20 F. candida	—	*			
50 F. candida	—	*	*		
100 F. candida	—	—	*	—	
200 F. candida	—	—	*	—	—

Atmung	Versuch 11	
	Friedman: *	
	0 Tiere	100 F. candida
100 F. candida	*	
167 F. candida	*	—

Atmung	Versuch 12						
	Friedman: *						
	0 Tiere	100 F. candida	0 Tiere/ Mais	100 F. candida/ Mais	0 Tiere/ Luzerne	100 F. candida/ Luzerne	0 Tiere/ Stroh
100 F. candida	—						
200 F. candida	—	*					
0 Tiere/ Mais	*						
100 F. candida/ Mais		*					
0 Tiere/ Luzerne	*		*				
100 F. candida/ Luzerne		—		*			
0 Tiere/ Stroh	—		*		*		
100 F. candida/ Stroh		*		*		*	—

WECHSELWIRKUNGEN ZWISCHEN COLLEMBOLEN UND VERSCHIEDENEN BODENPARAMETERN

	Versuch I	Versuch II		
	0 Tiere/ 50 F. candida	0 Tiere/ 50 F. candida	0 Tiere/ 50 P. minuta	50 F. candida/ 50 P. minuta
Gesamtkeimzahl	*	*	*	*
Pilzkeimzahl	—	*	—	—
Dehydrogenaseaktivität	*	—	—	—
Wassergehalt	—	—	—	—
pH	*	*	*	*

	Versuch III								
	BS 0 Tiere/20 F. candida	BS 0 Tiere/50 F. candida	BS 0 Tiere/100 F. candida	BS 20 F. candida/50 F. candida	BS 20 F. candida/ 100 F. candida	BS 50 F. candida/ 100 F. candida	Sicke 0 Tiere/50 F. candida	0 Tiere BS/Sicke	50 Tiere BS/Sicke
Gesamtkeimzahl	*	*	*	—	—	—	*	—	—
Pilzkeimzahl	—	—	—	*	—	—	—	*	*
Dehydrogenaseaktivität	—	—	—	—	—	*	*	—	—
Corg.	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Nitrat	—	—	—	—	*	—	—	—	—
Wassergehalt	—	—	—	—	—	*	—	—	—
pH	*	*	*	—	*	*	*	*	*

	Versuch VIII								
	Luzerne 0 Tiere/50 F. candida	Mais 0 Tiere/50 F. candida	Stroh 0 Tiere/50 F. candida	0 Tiere Luzerne/ Mais	0 Tiere Luzerne/ Stroh	0 Tiere Mais/ Stroh	50 F. candida Luzerne/ Mais	50 F. candida Luzerne/ Stroh	50 F. candida Mais/ Stroh
Gesamtkeimzahl	*	—	*	—	—	*	—	—	—
Pilzkeimzahl	—	*	—	*	*	—	—	—	*
Dehydrogenaseaktivität	*	*	*	—	*	*	—	*	*
Corg.	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Nitrat	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Wassergehalt	—	—	—	—	*	—	*	*	—
pH	—	—	—	—	—	—	—	—	—

	Versuch IV	Versuch V	Versuch VI	Versuch VII
	0 Tiere/ 50 F. candida	0 Tiere/ 50 F. candida	0 Tiere/ 50 F. candida	0 Tiere/ 50 F. candida
Gesamtkeimzahl	*	*	—	—
Pilzkeimzahl	—	*	—	—
Dehydrogenaseaktivität	—	*	—	—
Corg.	—	—	—	—
Nitrat	—	—	—	—
Wassergehalt	—	—	—	—
pH	—	*	—	—

	Versuch IX								
	0-2cm 0 Tiere/50 F. candida	2-4cm 0 Tiere/50 F. candida	4-6cm 0 Tiere/50 F. candida	0 Tiere 0-2cm/2-4cm	0 Tiere 0-2cm/4-6cm	0 Tiere 2-4cm/4-6cm	50 F. candida 0-2cm/2-4cm	50 F. candida 0-2cm/4-6cm	50 F. candida 2-4cm/4-6cm
Gesamtkeimzahl	*	—	*	—	—	—	—	—	—
Pilzkeimzahl	—	—	*	—	—	—	—	—	—
Dehydrogenaseaktivität	*	*	*	—	—	—	—	—	—
Corg.	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Wassergehalt	—	—	—	—	—	—	—	—	—

	Versuch X		
	0 Tiere/ 50 S. coeca	0 Tiere/ 50 X. corticalis	50 S. coeca/ 50 X. corticalis
Gesamtkeimzahl	*	—	—
Pilzkeimzahl	—	—	—
Dehydrogenaseaktivität	—	—	—
Corg.	—	—	—
Nitrat	—	—	*
Wassergehalt	—	*	—
pH	—	—	*

10.4.3 Korrelationskoeffizienten

Tab. 31: Korrelationskoeffizienten Versuch 1

Versuch 1	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat									
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))									
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,510								
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
Betrachtung aller Varianten: 4 Wertepaare									

Tab. 32: Korrelationskoeffizienten Versuch 2

Versuch 2	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat									
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))									
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,889								
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	-0,782								0,981
Betrachtung aller Varianten: 3 Wertepaare									

Tab. 33: Korrelationskoeffizienten Versuch 3

Versuch 3	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat									
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))									
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	0,409								
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	0,763								0,902
Betrachtung aller Varianten: 3 Wertepaare									

Tab. 34: Korrelationskoeffizienten Versuch 4

Versuch 4	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat									
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))									
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,325 0,888 0,183								
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	0,665 0,999 -0,114								0,083 0,911 0,956
obere Zelle im Dreierblock Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare mittlere Zelle im Dreierblock Betrachtung der ungedüngten Varianten: 3 Wertepaare untere Zelle im Dreierblock Betrachtung der gedüngten Varianten: 3 Wertepaare									

Tab. 35: Korrelationskoeffizienten Versuch 5

Versuch 5	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat									
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	0,649								
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	0,058			-0,193					
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	0,720			-0,038					0,048
Betrachtung aller Varianten: 4 Wertepaare									

Tab. 36: Korrelationskoeffizienten Versuch 6

Versuch 6	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	0,938 -0,193								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	0,678 0,691	0,587 -0,531							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	-0,126 -0,410	-0,080 0,684	0,373 -0,936						
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)									
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,085 -0,738	0,155 0,597	-0,019 -0,992	0,725 0,918					
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	0,743 -0,038	0,802 0,967	0,683 -0,302	0,392 0,483					0,439 0,381
obere Zelle im Dreierblock Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare mittlere Zelle im Dreierblock Betrachtung der nicht autoklavierten Varianten: 4 Wertepaare untere Zelle im Dreierblock Betrachtung der autoklavierten Varianten: nicht auswertbar, da nur 2 Wertepaare									

Tab. 37: Korrelationskoeffizienten Versuch 7

Versuch 7	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	-0,078								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	-0,261	0,489							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	-0,279	-0,514	0,225						
pH	-0,778	-0,195	0,422	0,287					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,635	0,270	0,089	-0,495	0,641				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,239	0,330	0,554	-0,460	0,240	0,327			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	0,288	0,538	-0,360	-0,962	-0,457	0,380	0,223		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									

Betrachtung aller Varianten: 5 Wertepaare

Tab. 38: Korrelationskoeffizienten Versuch 8

Versuch 8	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	0,324								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	0,013	0,768							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	-0,882	-0,439	-0,271						
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,172	-0,698	-0,672	0,044					
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,434	-0,789	-0,288	0,255		0,693			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	0,650	-0,166	-0,421	-0,230		-0,229	-0,320		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat	0,397	-0,307	-0,370	0,030		-0,298	-0,148		0,935

Betrachtung aller Varianten: 5 Wertepaare

Tab. 39: Korrelationskoeffizienten Versuch 9

Versuch 9	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	0,747								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	-0,521	-0,023							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	-0,411	0,241	0,884						
pH	0,497	0,465	0,340	0,113					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,800	-0,882	0,165	-0,118	-0,349				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,792	-0,979	0,016	-0,164	-0,612	0,826			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,042	-0,439	-0,797	-0,789	-0,611	0,431	0,435		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									

Betrachtung aller Varianten: 5 Wertepaare

Tab. 40: Korrelationskoeffizienten Versuch 10

Versuch 10	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	0,399								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	0,385	0,539							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	0,868	-0,015	0,404						
pH	0,289	-0,575	-0,562	0,462					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,084	-0,768	-0,701	0,272	0,805				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,377	-0,614	-0,427	-0,159	0,281	0,452			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,432	-0,826	-0,720	-0,210	0,434	0,770	0,847		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare									

Tab. 41: Korrelationskoeffizienten Versuch 11

Versuch 11	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	-0,663								
	-0,663								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	-0,234	0,641							
	-0,234	0,883							
		0,730							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	-0,102	0,572	0,473						
	-0,102	-0,677	-0,943						
		-0,685	-0,998						
pH	-0,050	0,901	0,477	0,363					
	-0,050	-0,715	-0,959	0,999					
		0,898	0,956	-0,936					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,980	0,420	0,224	-0,006	0,735				
	0,980	-0,798	-0,421	0,096	0,148				
		0,515	0,962	-0,977	0,840				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	-0,924	0,666	0,547	0,919	0,567	0,196			
	-0,924	0,327	-0,155	0,474	0,427	-0,831			
		-0,268	0,463	-0,518	0,183	0,688			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,796	0,208	0,654	0,091	0,013	-0,342	0,232		
	-0,796	0,981	0,775	-0,520	0,699	0,818	0,645		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
obere Zelle im Dreierblock	Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare								
mittlere Zelle im Dreierblock	Betrachtung der ungedüngten Varianten: 3 Wertepaare								
untere Zelle im Dreierblock	Betrachtung der gedüngten Varianten: 3 Wertepaare								

Tab. 42: Korrelationskoeffizienten Versuch 12

Versuch 12	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	0,492								
	-0,001								
	0,236								
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	-0,038	0,837							
	0,073	-0,997							
	-0,371	0,978							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	0,764	0,804	0,418						
	0,740	-0,673	0,724						
	0,686	0,777	0,192						
pH	0,344	-0,068	-0,567	0,242					
	0,993	0,117	-0,045	0,656					
	0,005	-0,916	-0,976	-0,645					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,342	-0,493	-0,853	-0,004	0,675				
	-0,167	0,986	-0,995	-0,787	-0,050				
	0,441	-0,681	-0,950	-0,155	0,816				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,447	0,725	0,503	0,885	0,192	-0,137			
	0,893	-0,451	0,514	0,964	0,834	-0,593			
	-0,184	0,546	0,367	0,531	-0,634	-0,327			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	0,363	0,808	0,463	0,597	-0,548	-0,340	0,594		
	-0,973	0,232	-0,301	-0,876	-0,939	0,391	-0,973		
	0,318	0,853	0,426	0,899	-0,823	-0,387	0,799		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat	-0,199	-0,134	-0,282	-0,239	-0,194	0,299	-0,093	0,189	
	0,214	0,977	-0,959	-0,498	0,327	0,927	-0,249	0,018	
	-0,057	0,124	-0,080	0,296	-0,055	0,205	0,710	0,455	
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
obere Zelle im Dreierblock	Betrachtung aller Varianten: 9 Wertepaare								
mittlere Zelle im Dreierblock	Betrachtung der ungedüngten Varianten: 3 Wertepaare								
untere Zelle im Dreierblock	Betrachtung der gedüngten Varianten: 6 Wertepaare								

Tab. 43: Korrelationskoeffizienten Versuch II

Versuch II	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat		0,985							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))		0,159	-0,017						
pH		0,911	0,824	0,553					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)		0,116	-0,060	0,999	0,516				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat		0,816	0,702	0,700	0,982	0,669			
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
Betrachtung aller Varianten: 3 Wertepaare									

Tab. 44: Korrelationskoeffizienten Versuch III

Versuch III	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat		0,158							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))		0,678	-0,077						
pH		-0,203	-0,454	0,222					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)		0,033	0,076	0,160	0,272				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)		-0,311	-0,381	0,082	0,985	0,323			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat		0,654	-0,413	0,485	-0,066	-0,559	-0,214		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									
Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare									

Tab. 45: Korrelationskoeffizienten Versuch VIII

Versuch VIII	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat		-0,297							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))		0,583	0,335						
pH		0,688	0,157	0,899					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)		-0,425	-0,728	-0,743	-0,649				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)		-0,590	-0,017	-0,454	-0,670	0,520			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat		0,908	-0,281	0,632	0,613	-0,338	-0,238		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									

Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare

Tab. 46: Korrelationskoeffizienten Versuch IX

Versuch IX	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat		0,439							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))		0,937	0,653						
pH									
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)		0,161	0,671	0,440					
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)		-0,809	-0,514	-0,847		-0,536			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat		0,959	0,663	0,990		0,386	-0,839		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									

Betrachtung aller Varianten: 6 Wertepaare

Tab. 47: Korrelationskoeffizienten Versuch X

Versuch X	Atmungsmessung: mittl. CO ₂ -Ausstoß pro Stunde (mg) pro 100g Boden TG	Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat	Pilzkeimzahl pro 1g Substrat	Dehydrogenase- aktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))	pH	Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)	organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)	durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat
Gesamtkeimzahl pro 1g Substrat									
Pilzkeimzahl pro 1g Substrat		0,857							
Dehydrogenaseaktivität (TPF (mg/100g Substrat TG))		0,989	0,772						
pH		-0,107	-0,604	0,041					
Bodenfeuchtigkeit (Gew.% des getrockneten Substrates)		0,157	0,643	0,009	-0,999				
organischer C-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)		-0,955	-0,666	-0,988	-0,192	0,143			
Nitrat-Gehalt (Gew.% des getrockneten Substrates)									
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsbeginn pro 100g Substrat		-0,565	-0,909	-0,437	0,881	-0,903	0,296		
durchschnittlicher Collembolen-Besatz bei Versuchsende pro 100g Substrat									

Betrachtung aller Varianten: 3 Wertepaare

10.5 Versuchsweise Übersicht über die Messungen

10.5.1 Weckglas- und Röhrenversuche

A. Substrat aus Braunschweig

Versuch 1

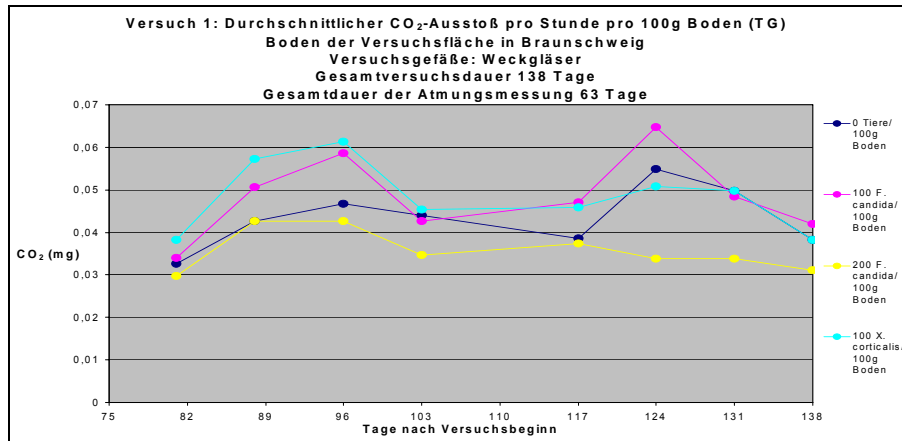
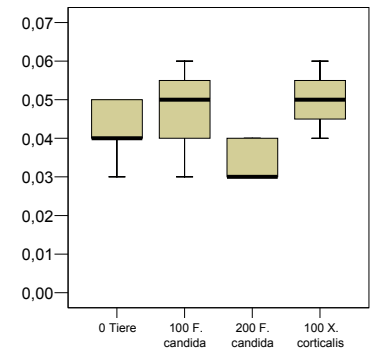


Abb. 137: Atmungsverlauf Versuch 1



Versuch 4

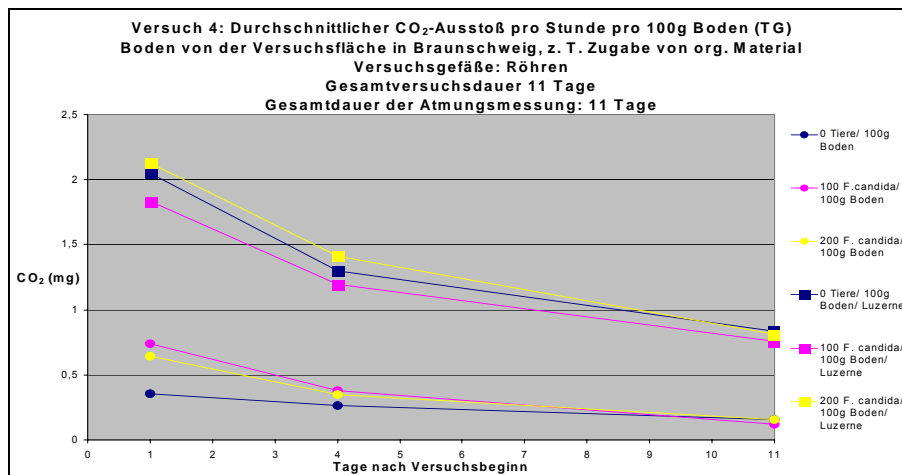
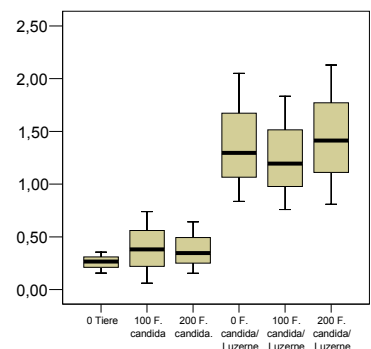


Abb. 138: Atmungsverlauf Versuch 4



Versuch 5

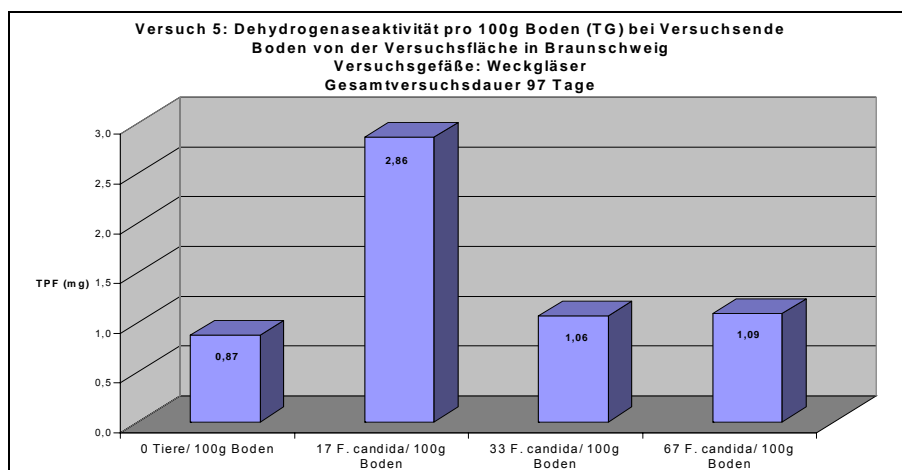


Abb. 139: Dehydrogenaseaktivität Versuch 5

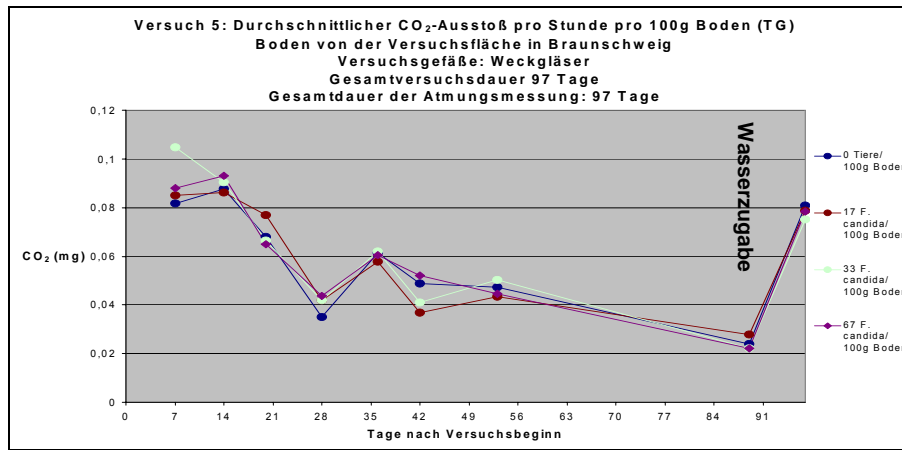
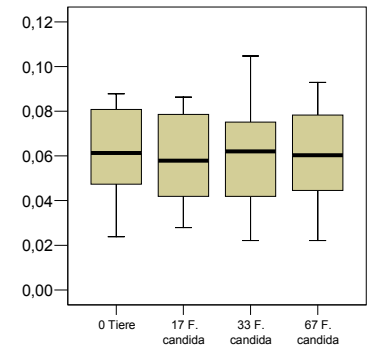


Abb. 140: Atmungsverlauf Versuch 5



Versuch 6

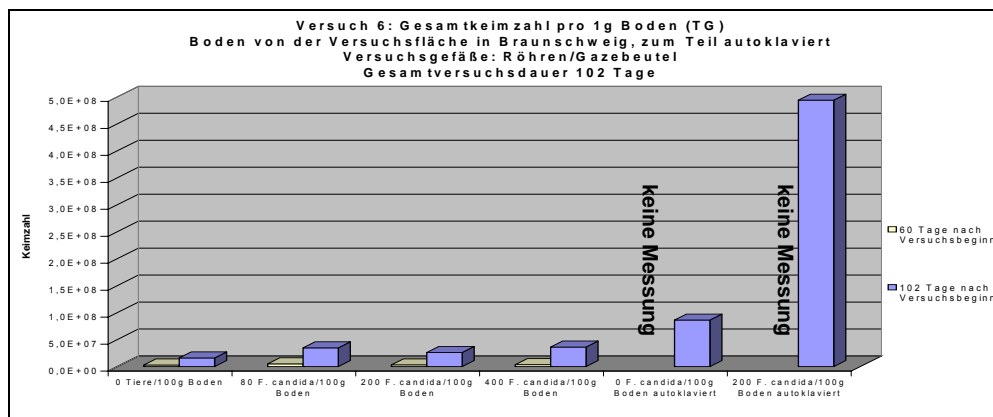


Abb. 141: Gesamtkeimzahl Versuch 6

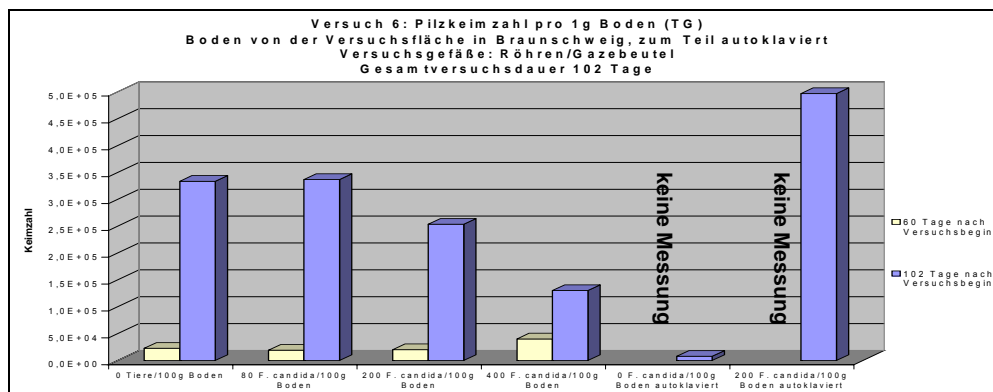


Abb. 142: Pilzkeimzahl Versuch 6

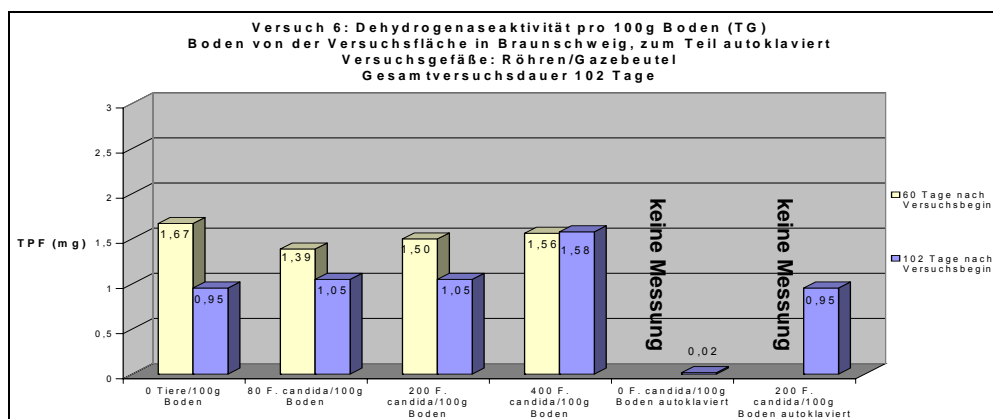


Abb. 143: Dehydrogenaseaktivität Versuch 6

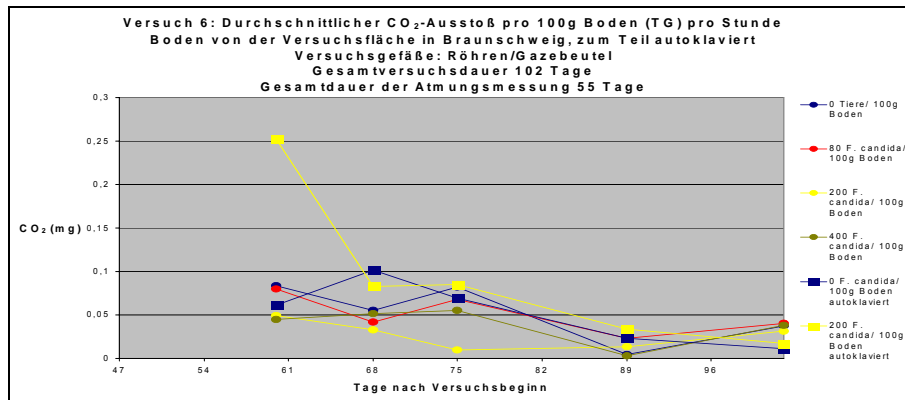
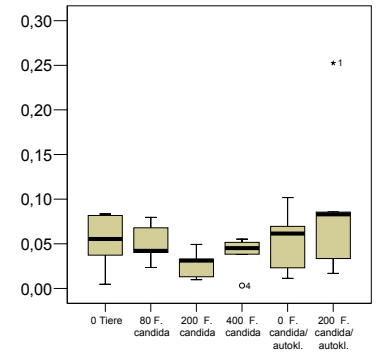


Abb. 144: Atmungsverlauf Versuch 6



Versuch 7

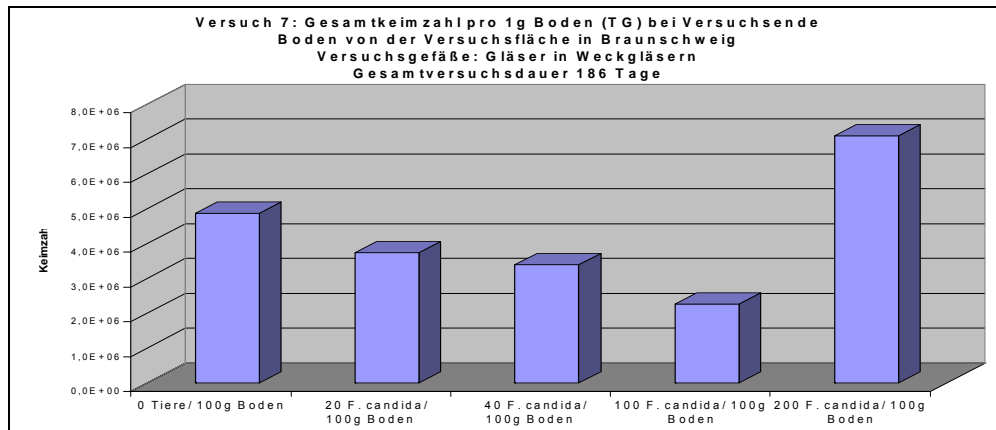


Abb. 145: Gesamtkeimzahl Versuch 7

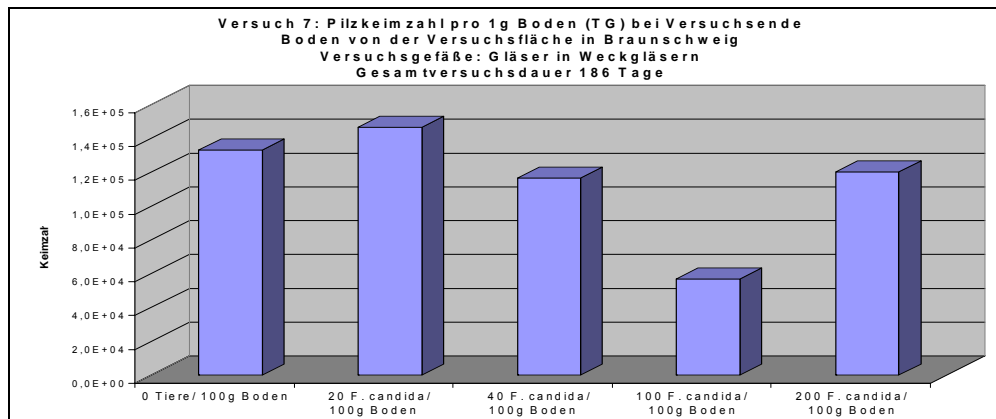


Abb. 146: Pilzkeimzahl Versuch 7

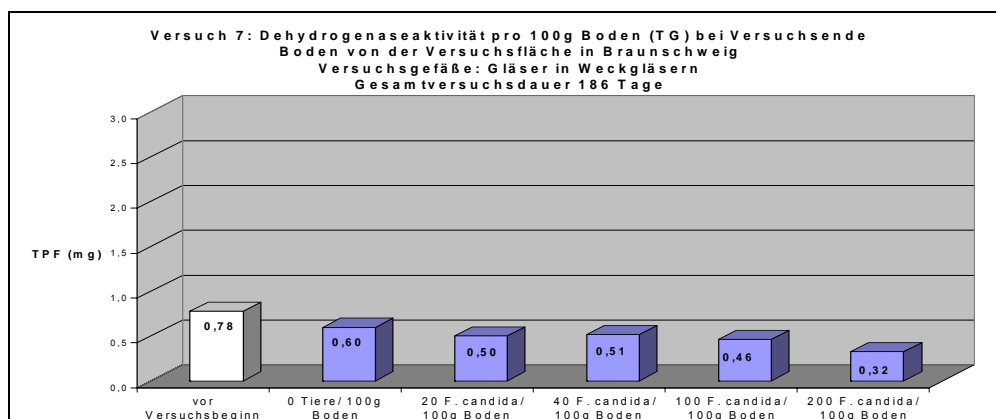


Abb. 147: Dehydrogenaseaktivität Versuch 7

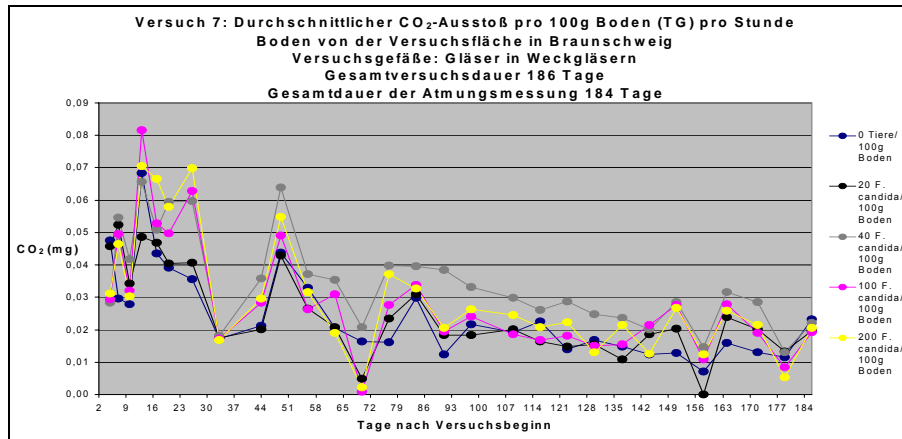


Abb. 148: Atmungsverlauf Versuch 7

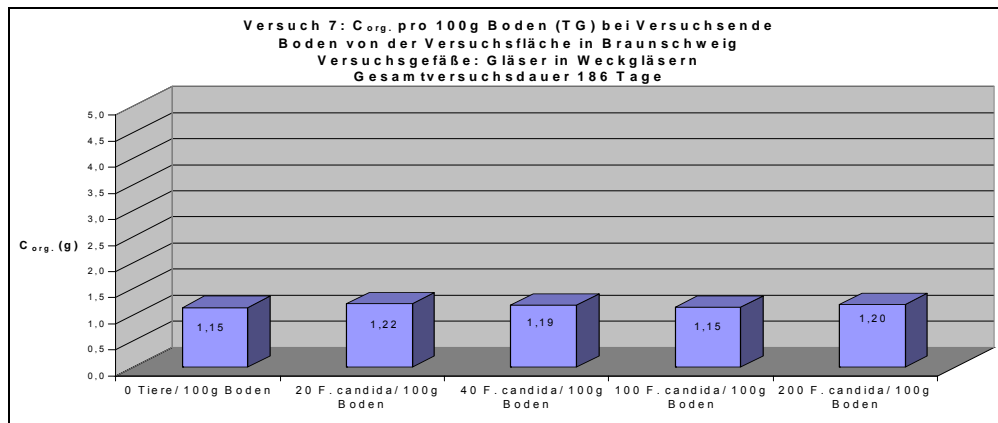
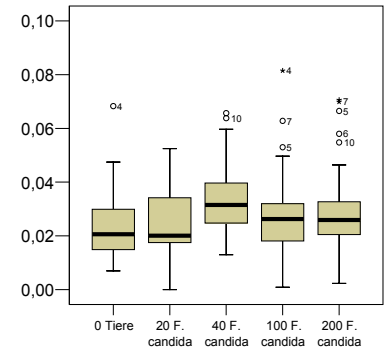


Abb. 149: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 7

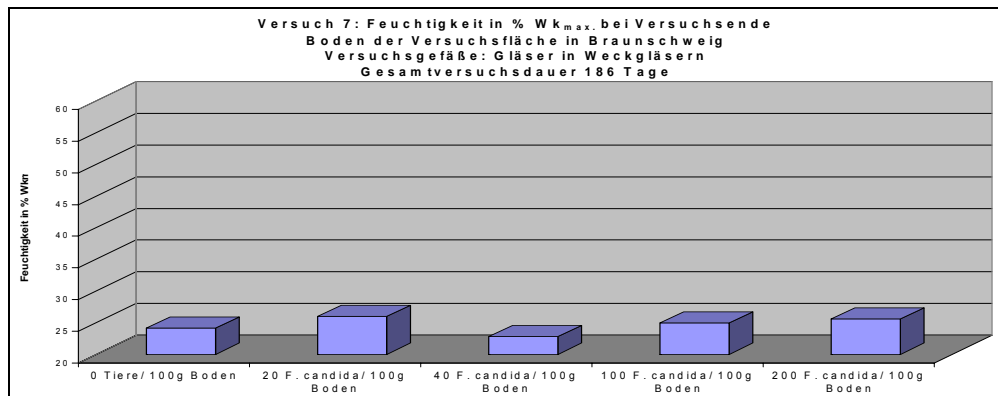


Abb. 150: Bodenfeuchtigkeit Versuch 7

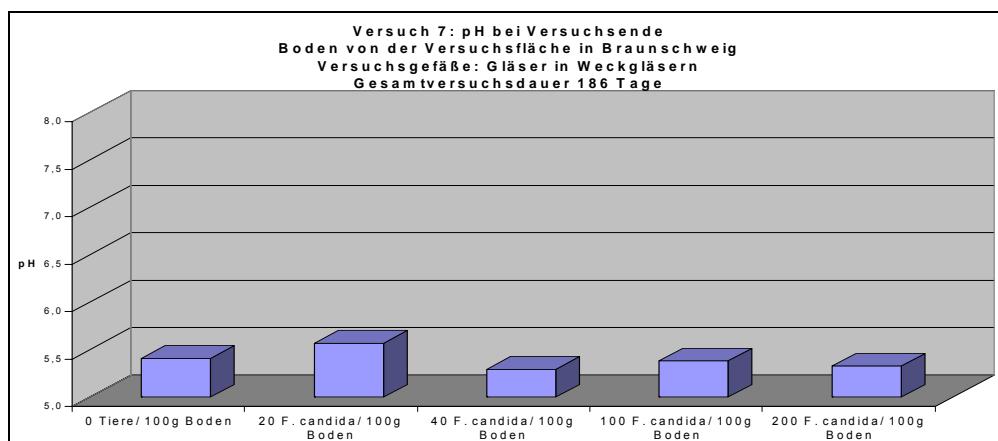


Abb. 151: pH-Wert Versuch 7

Versuch 8

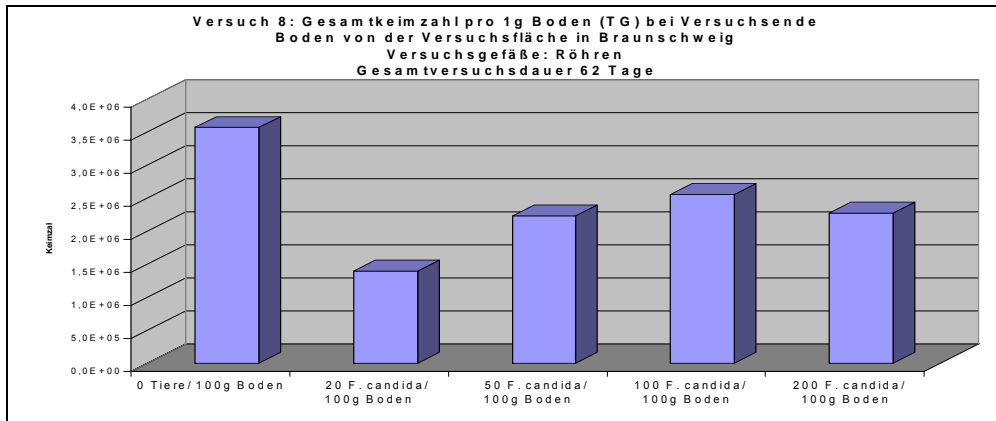


Abb. 152: Gesamtkeimzahl Versuch 8

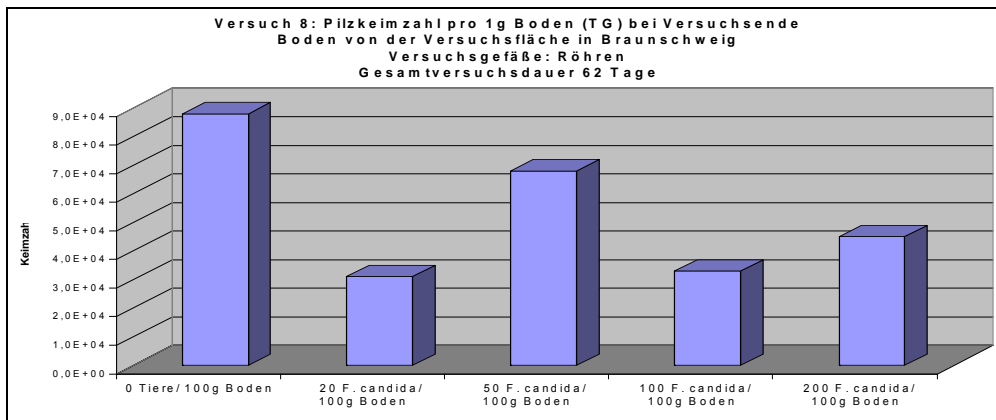


Abb. 153: Pilzkeimzahl Versuch 8

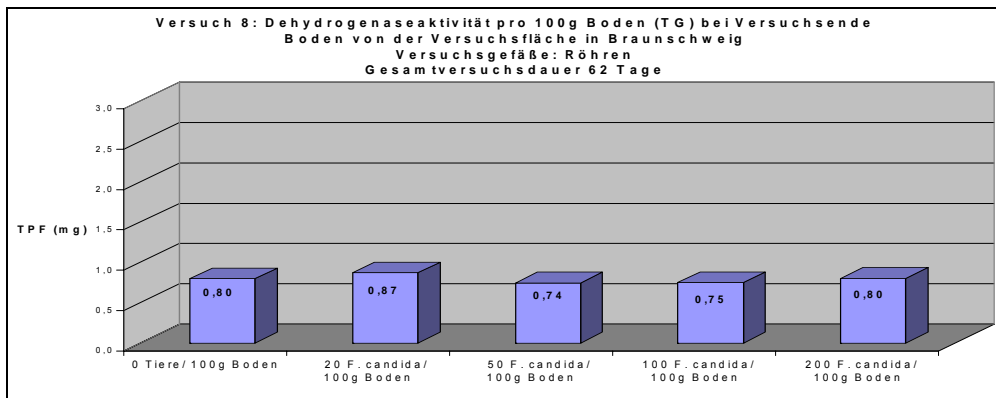


Abb. 154: Dehydrogenaseaktivität Versuch 8

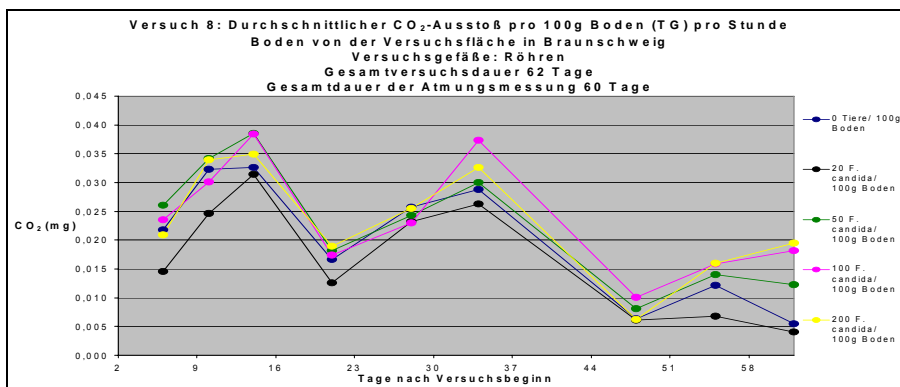
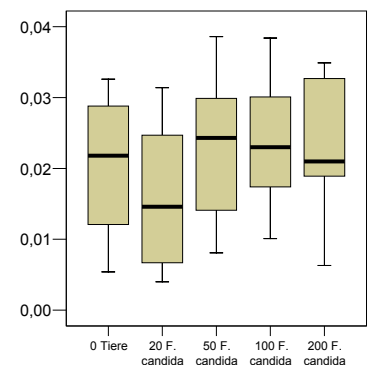


Abb. 155: Atmungsverlauf Versuch 8



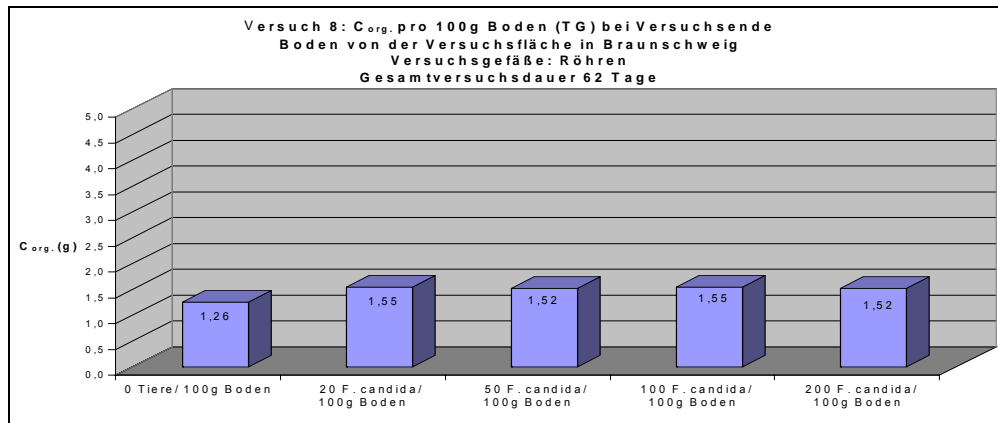


Abb. 156: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 8

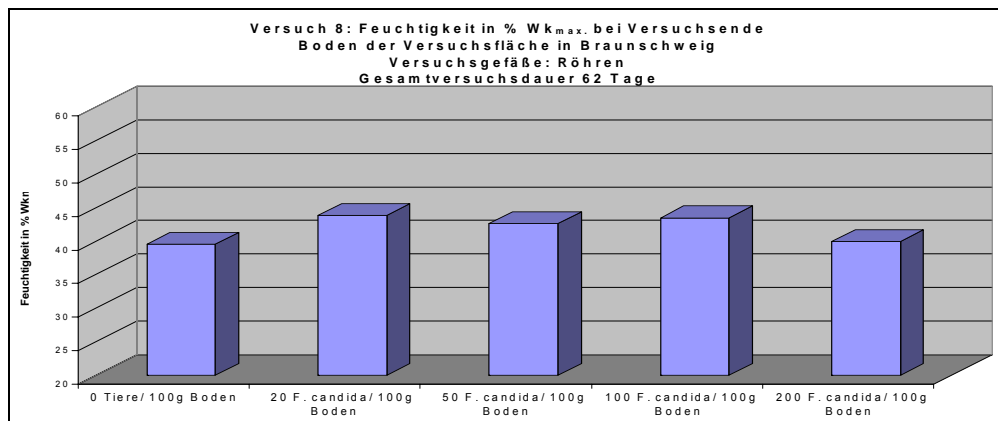


Abb. 157: Bodenfeuchtigkeit Versuch 8

Versuch 11

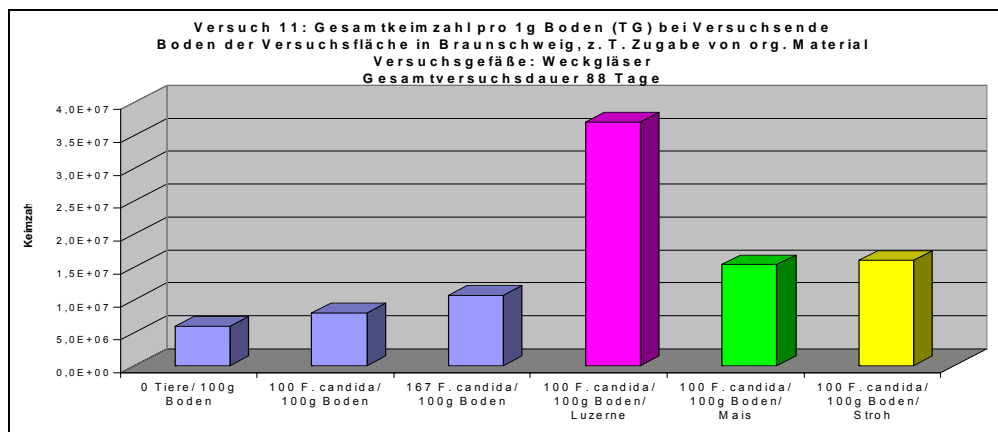


Abb. 158: Gesamtkeimzahl Versuch 11

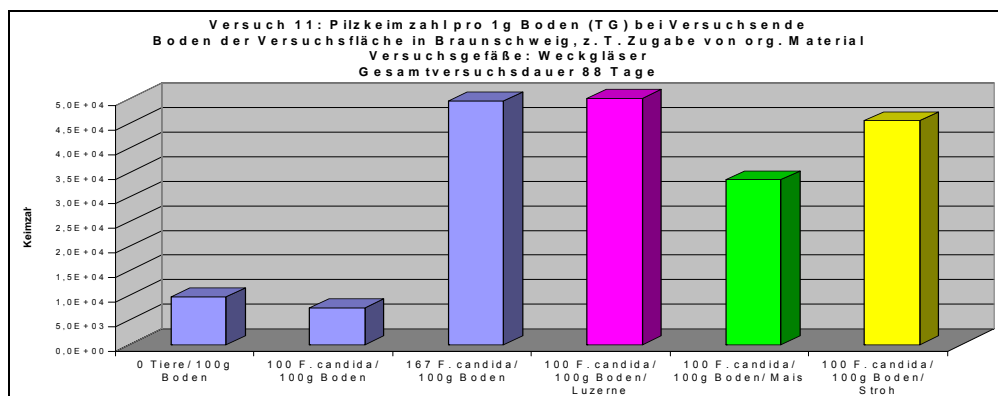


Abb. 159: Pilzkeimzahl Versuch 11

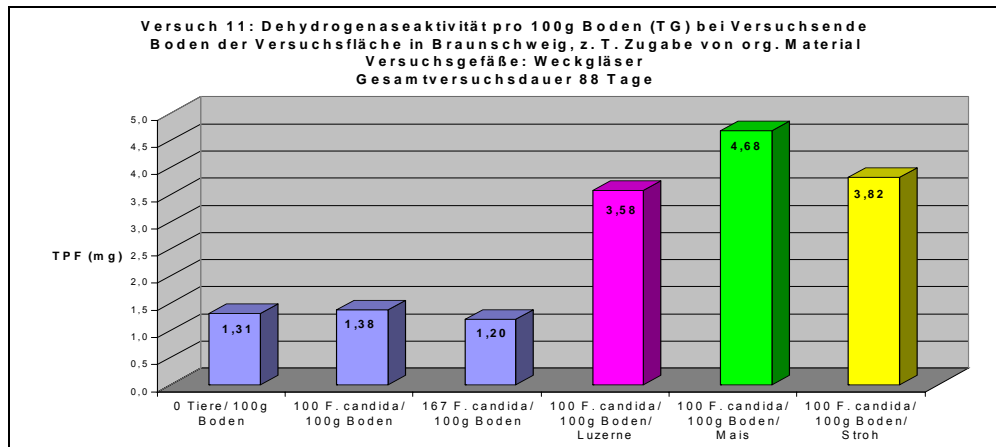


Abb. 160: Dehydrogenaseaktivität Versuch 11

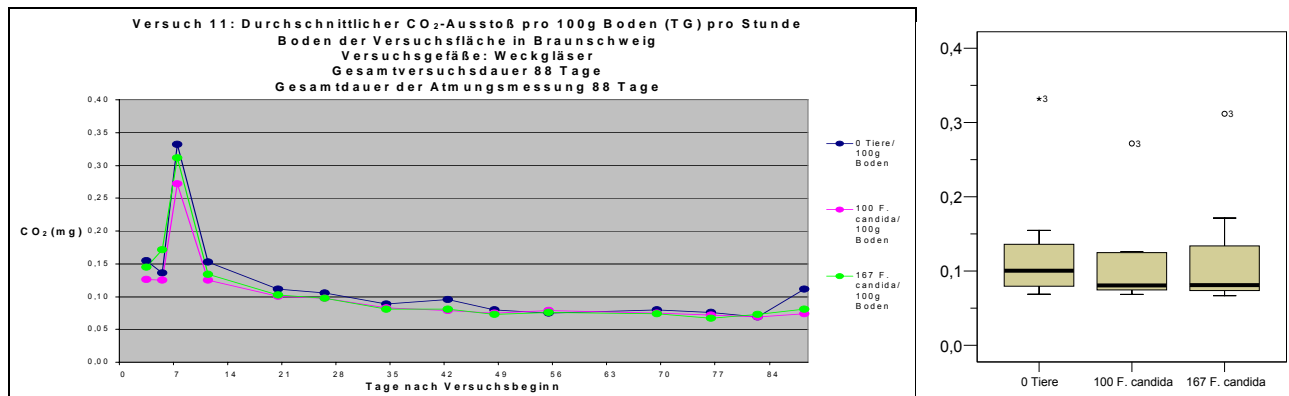


Abb. 161: Atmungsverlauf Versuch 11

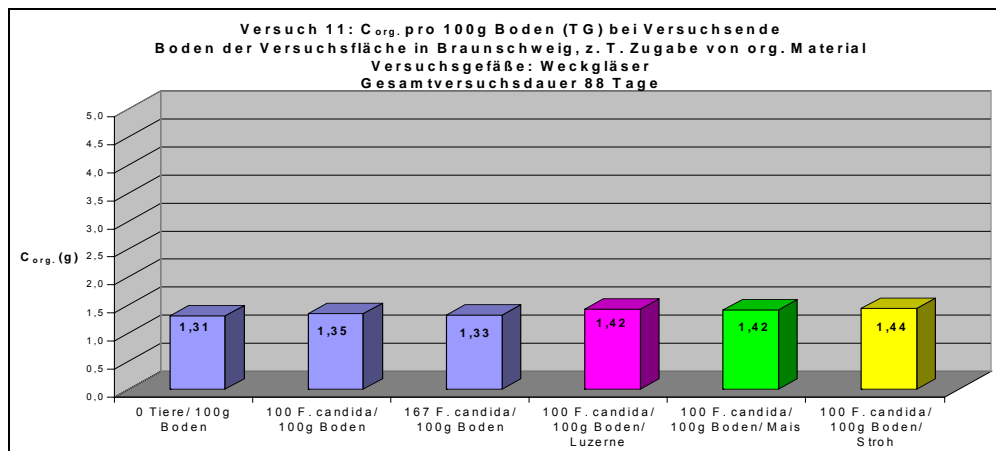


Abb. 162: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 11

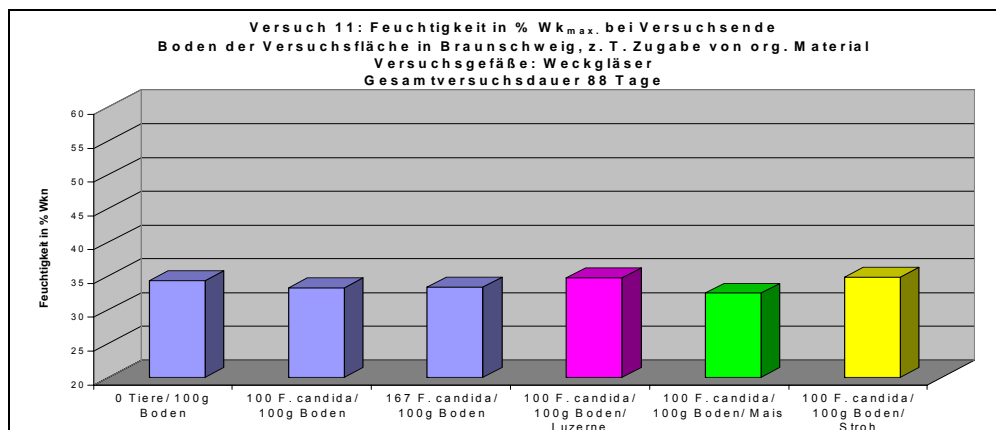


Abb. 163: Bodenfeuchtigkeit Versuch 11

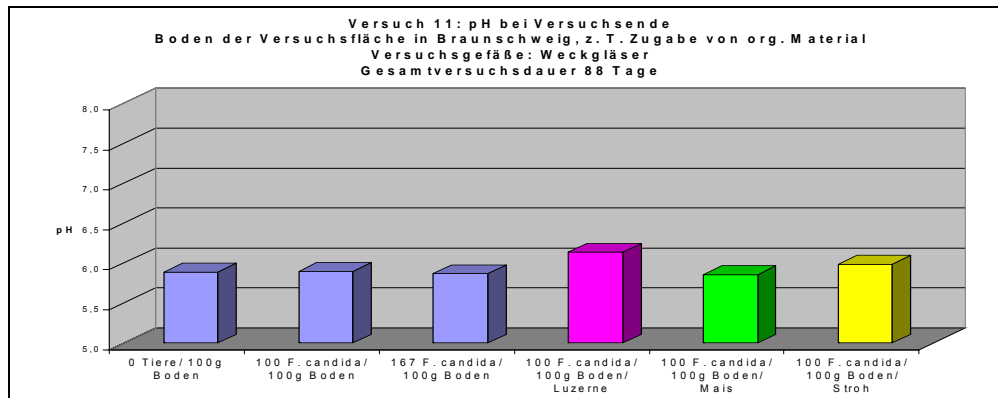


Abb. 164: pH-Wert Versuch 11

Versuch 12

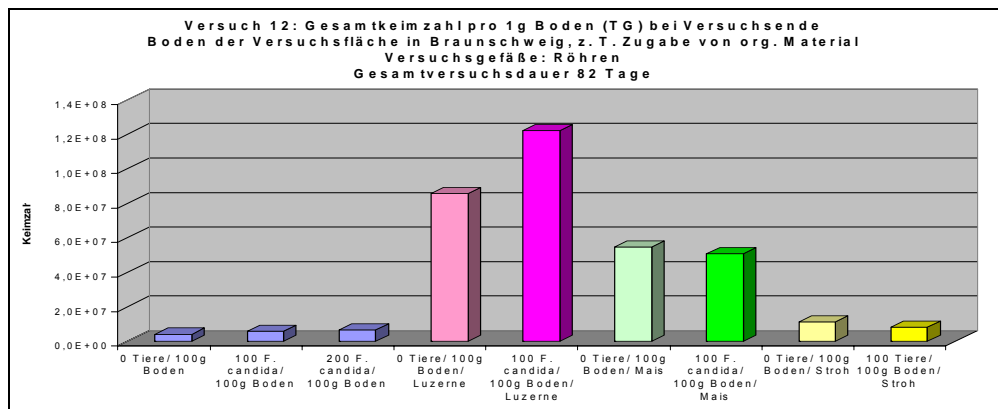


Abb. 165: Gesamtkeimzahl Versuch 12

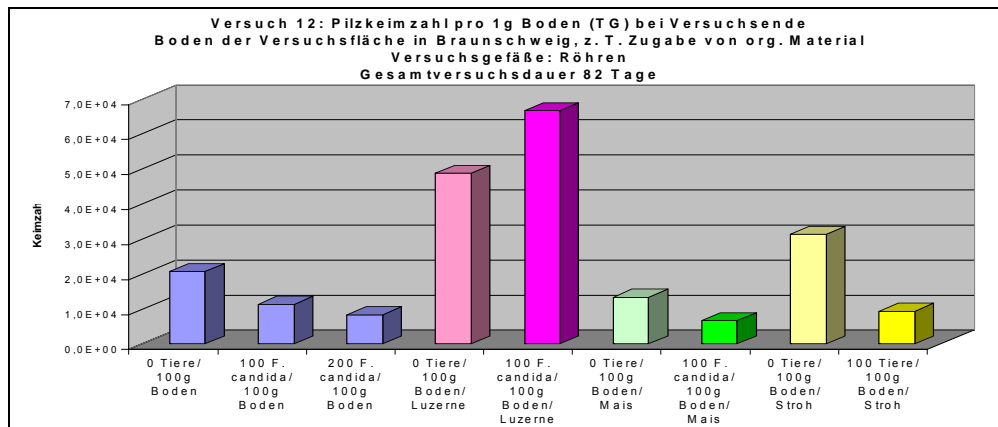


Abb. 166: Pilzkeimzahl Versuch 12

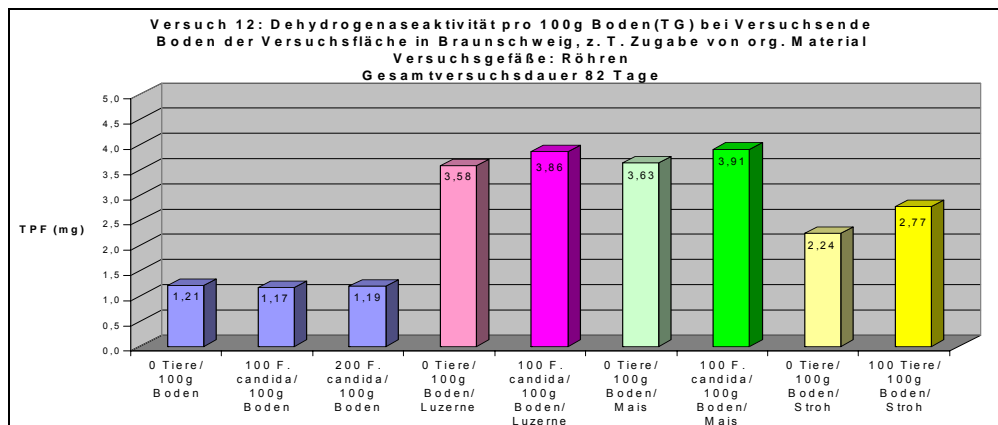
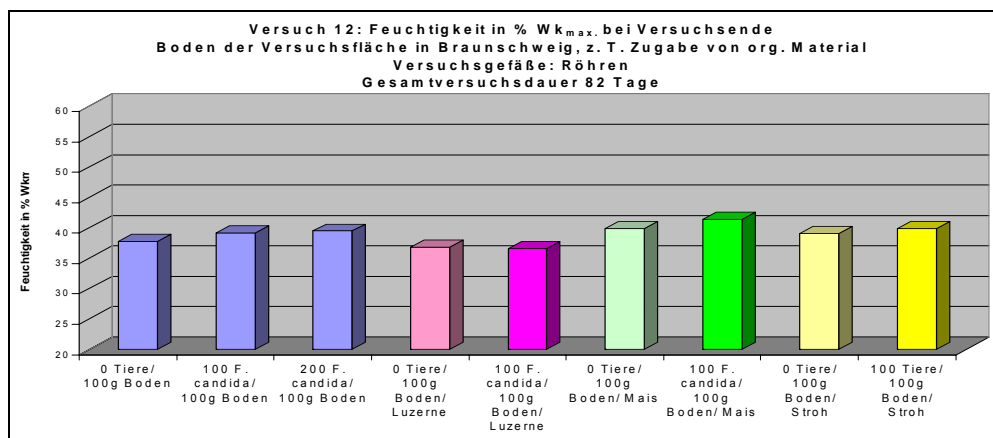
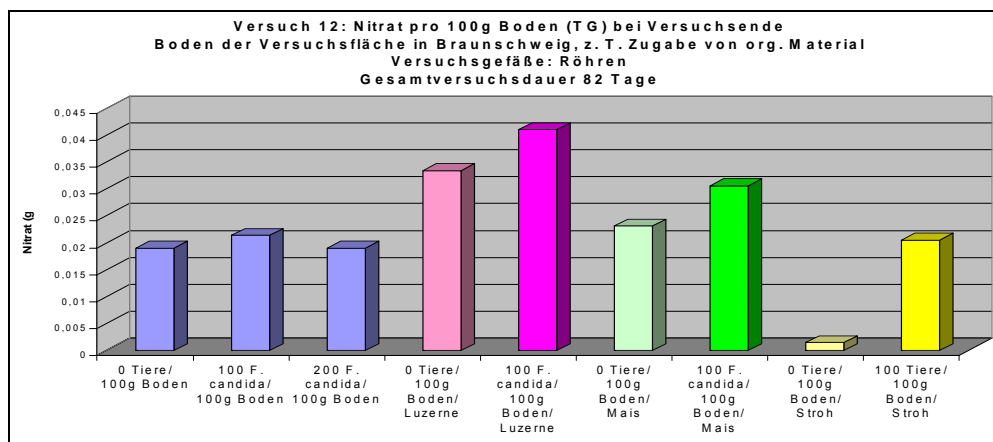
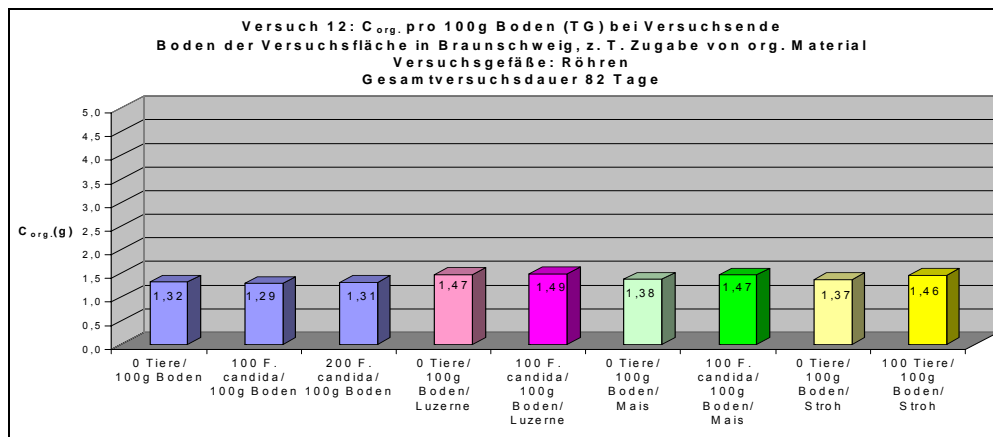
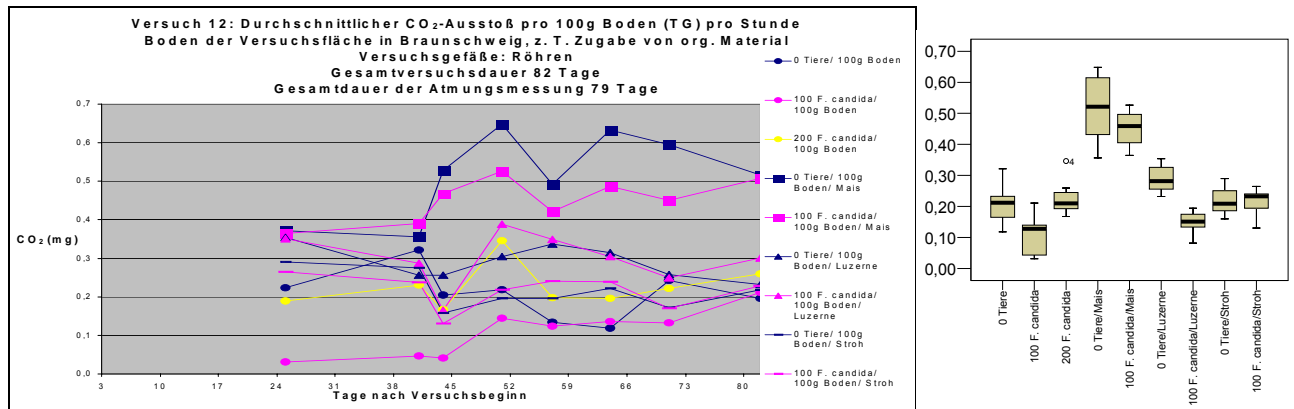


Abb. 167: Dehydrogenaseaktivität Versuch 12



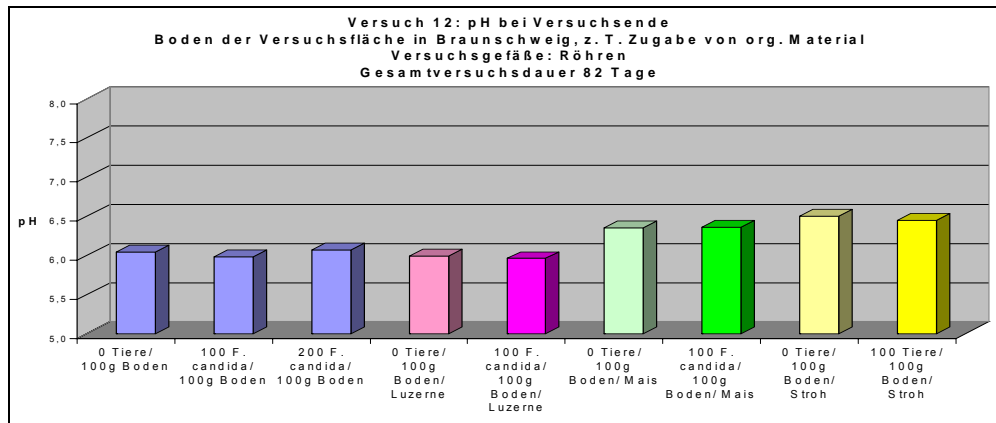


Abb. 172: pH-Wert Versuch 12

B. Substrat aus Sichte

Versuch 9

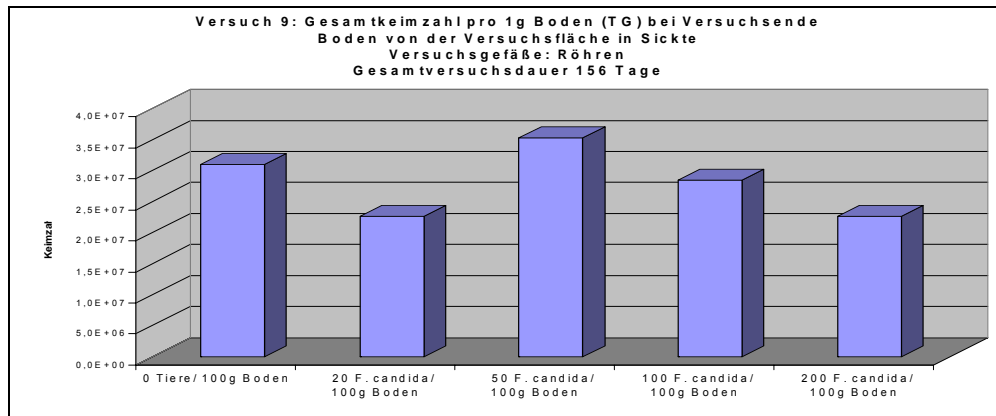


Abb. 173: Gesamtkeimzahl Versuch 9

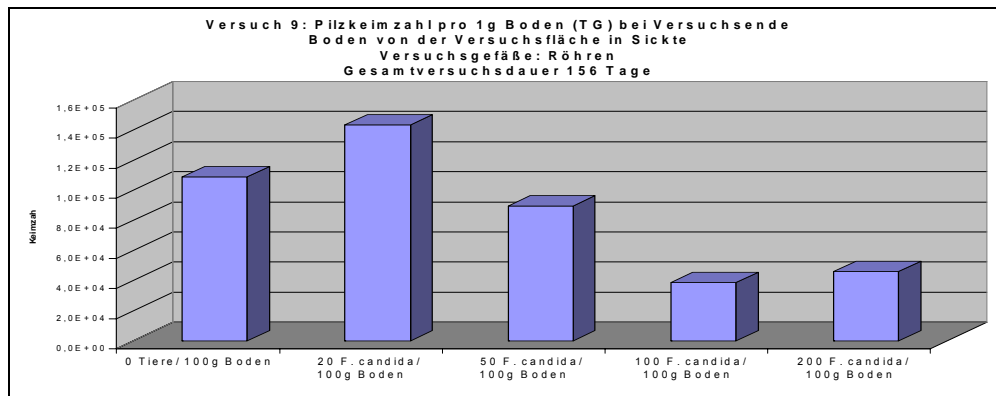


Abb. 174: Pilzkeimzahl Versuch 9

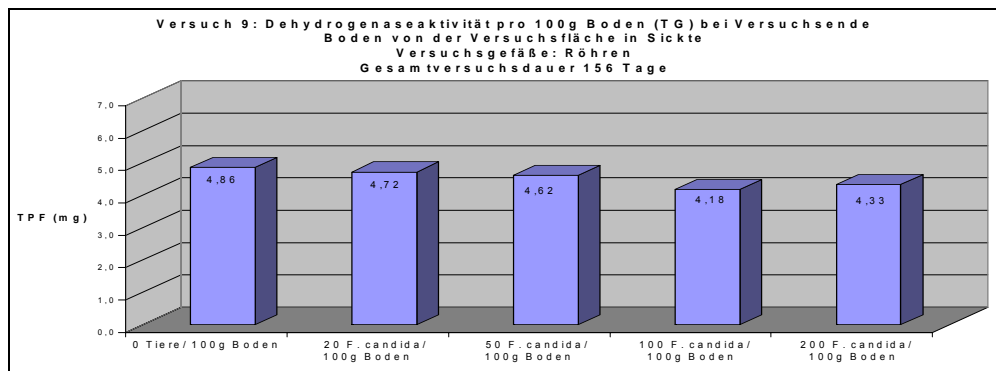


Abb. 175: Dehydrogenaseaktivität Versuch 9

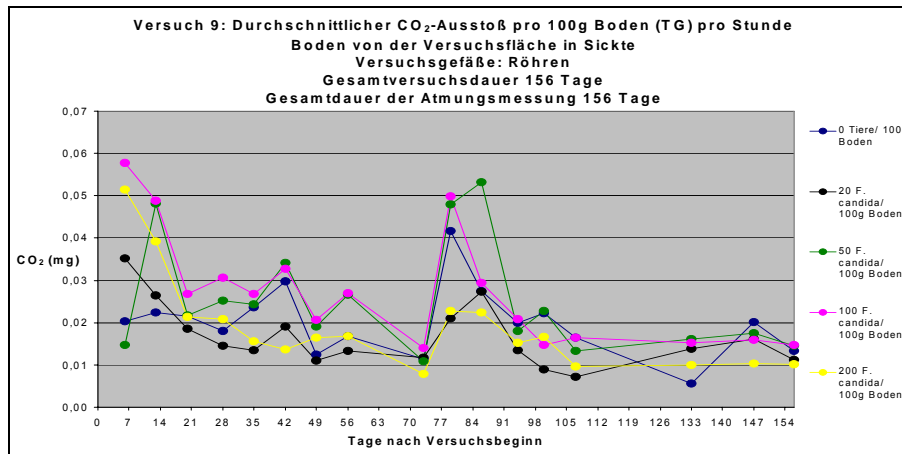


Abb. 176: Atmungsverlauf Versuch 9

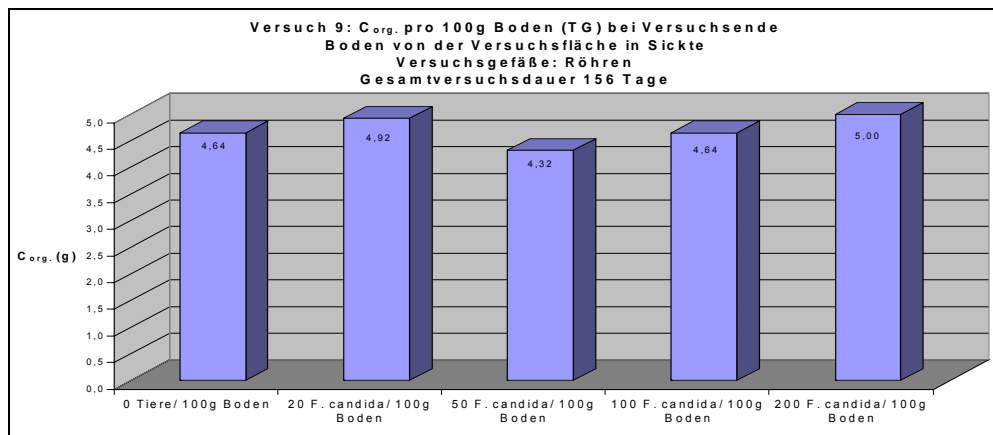
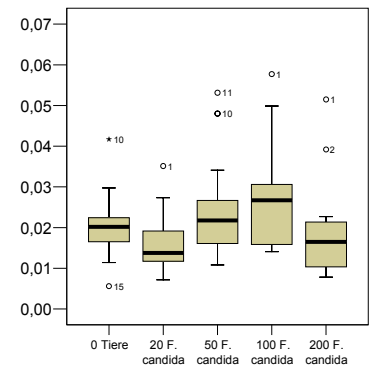


Abb. 177: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 9

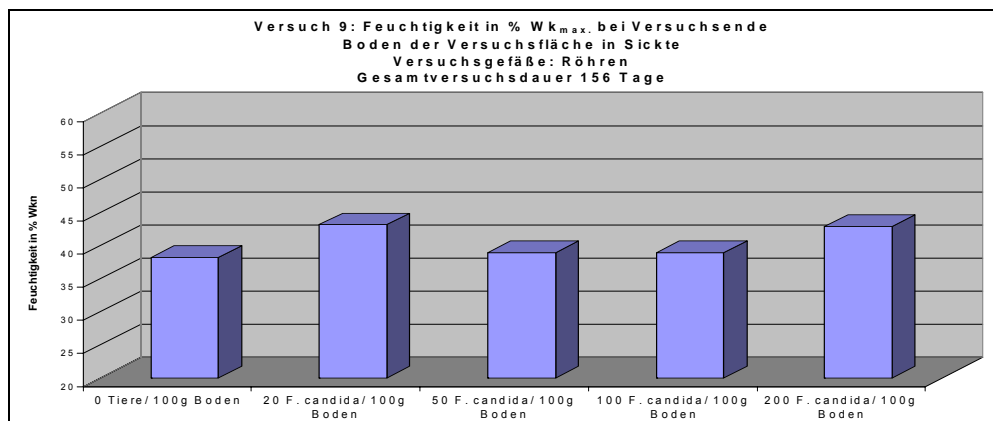


Abb. 178: Bodenfeuchtigkeit Versuch 9

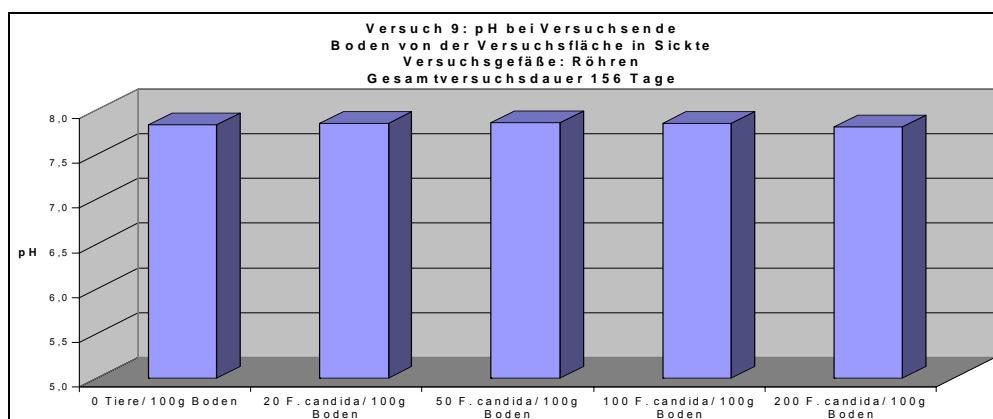


Abb. 179: pH-Wert Versuch 9

Versuch 10

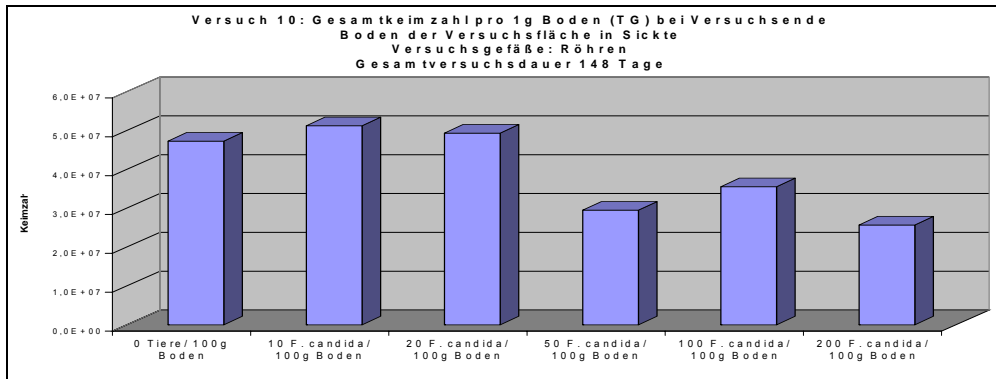


Abb. 180: Gesamtkeimzahl Versuch 10

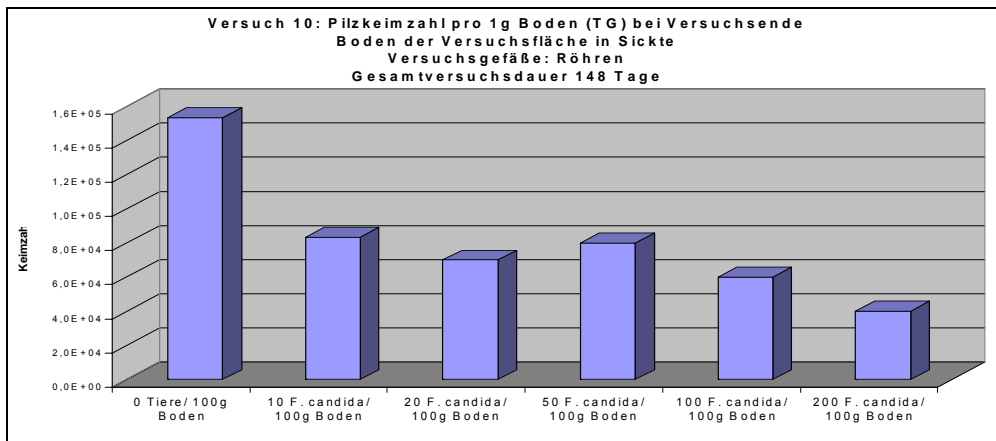


Abb. 181: Pilzkeimzahl Versuch 10

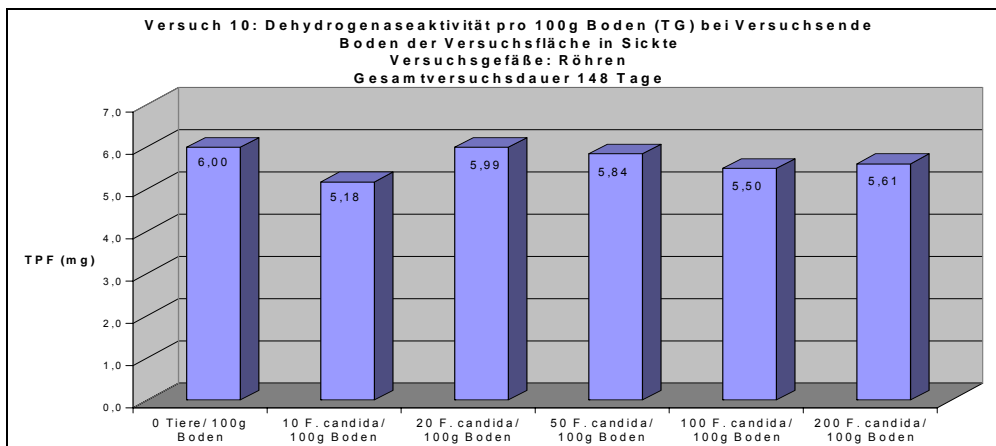


Abb. 182: Dehydrogenaseaktivität Versuch 10

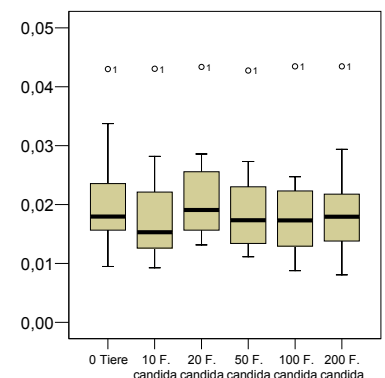
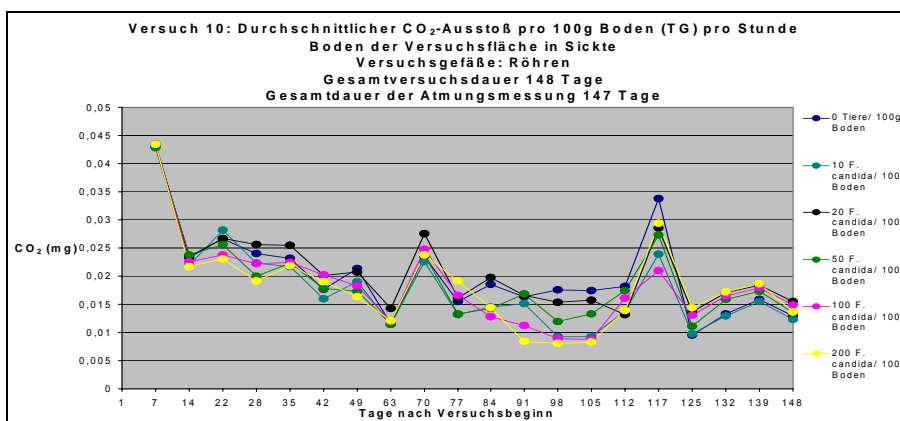


Abb. 183: Atmungsverlauf Versuch 10

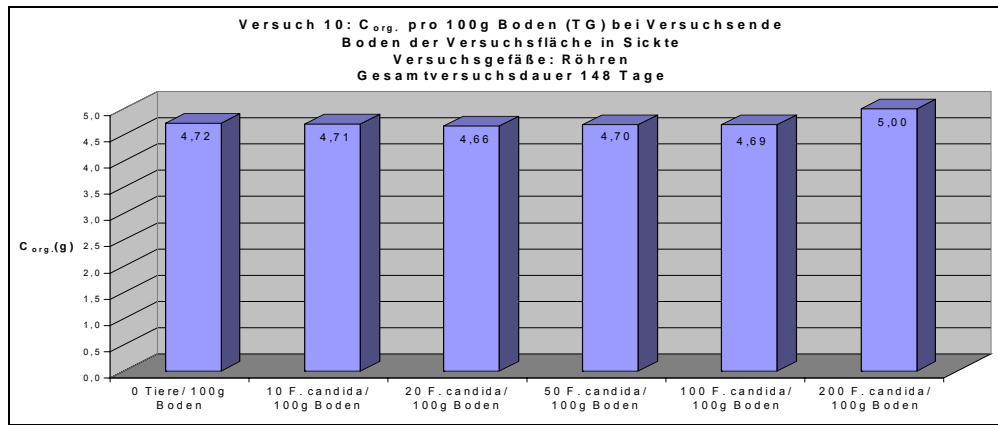


Abb. 184: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch 10

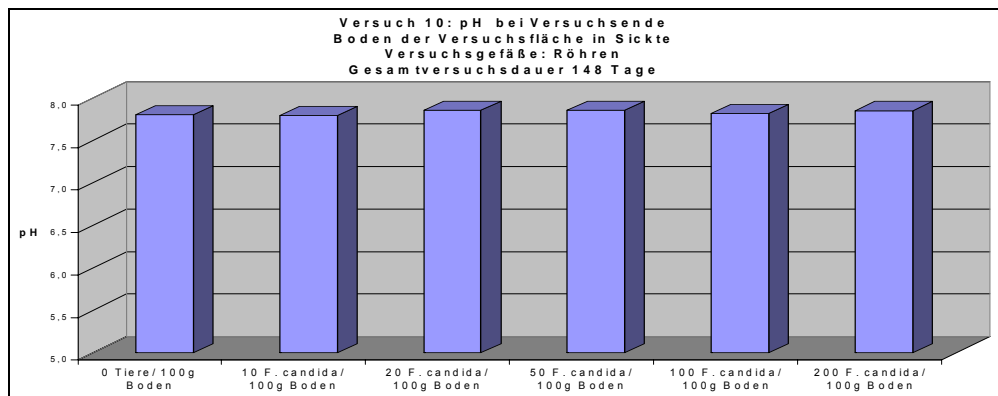


Abb. 185: pH-Wert Versuch 10

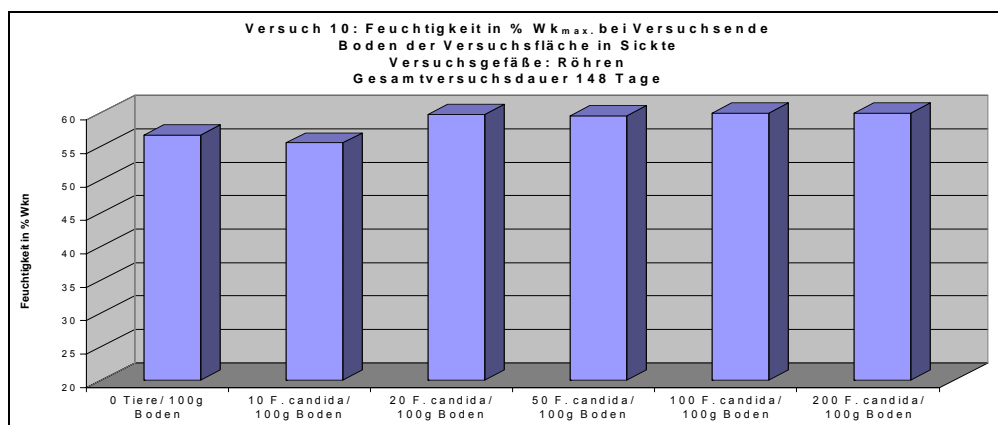


Abb. 186: Bodenfeuchtigkeit Versuch 10

C. Substrat LUFA 2.1

Versuch 2

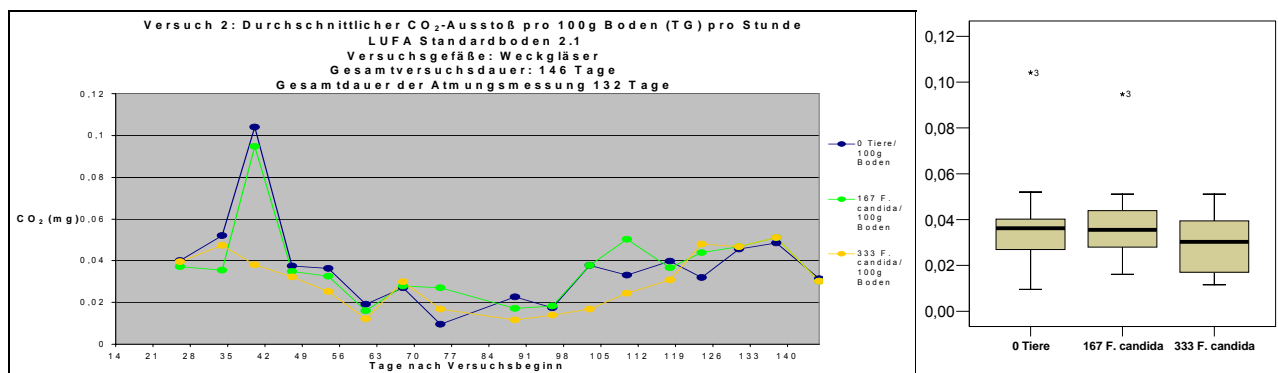


Abb. 187: Atmungsverlauf Versuch 2

Versuch 3

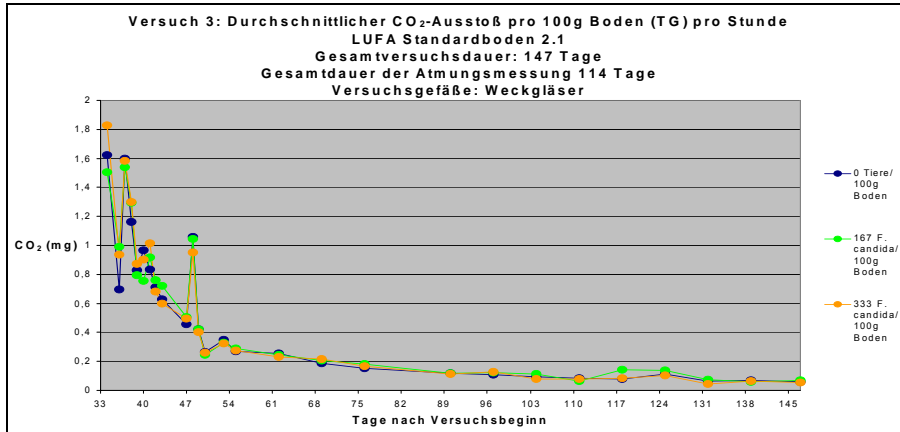
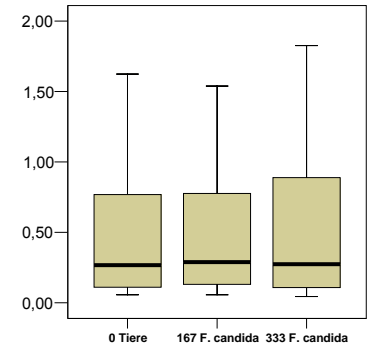


Abb. 188: Atmungsverlauf Versuch 3



10.5.2 Reagenzglasversuche

A. nicht autoklavierte Ansätze

Versuch IV

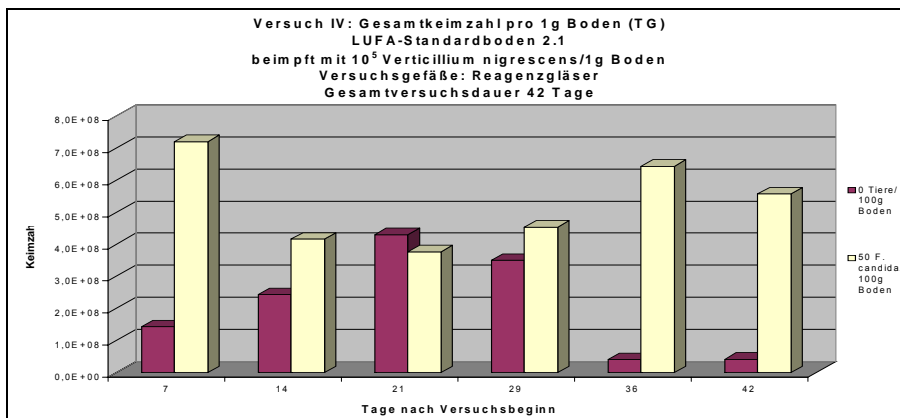


Abb. 189: Gesamtkeimzahl Versuch IV

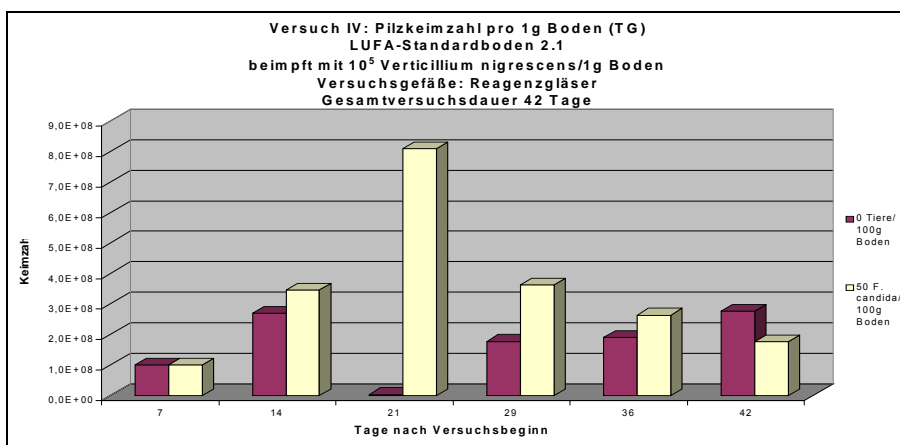
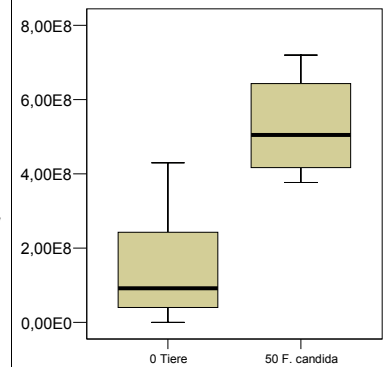
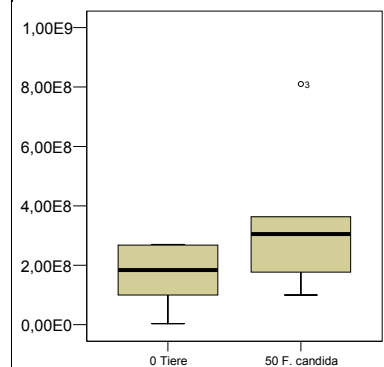


Abb. 190: Pilzkeimzahl Versuch IV



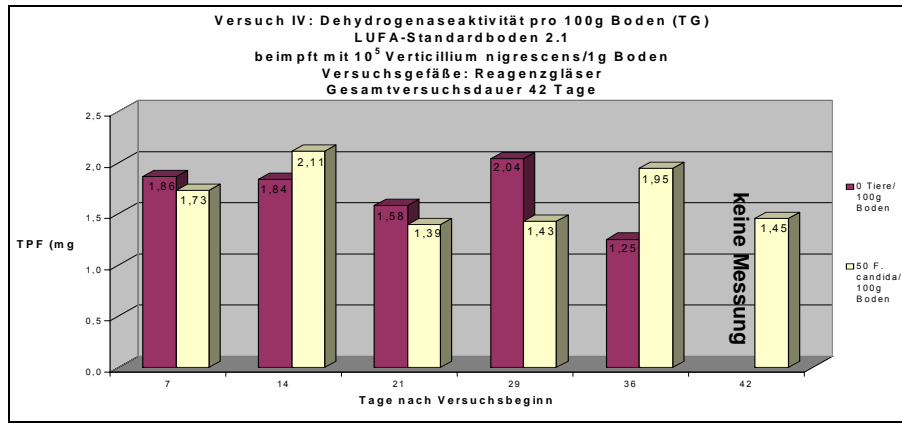


Abb. 191: Dehydrogenaseaktivität Versuch IV

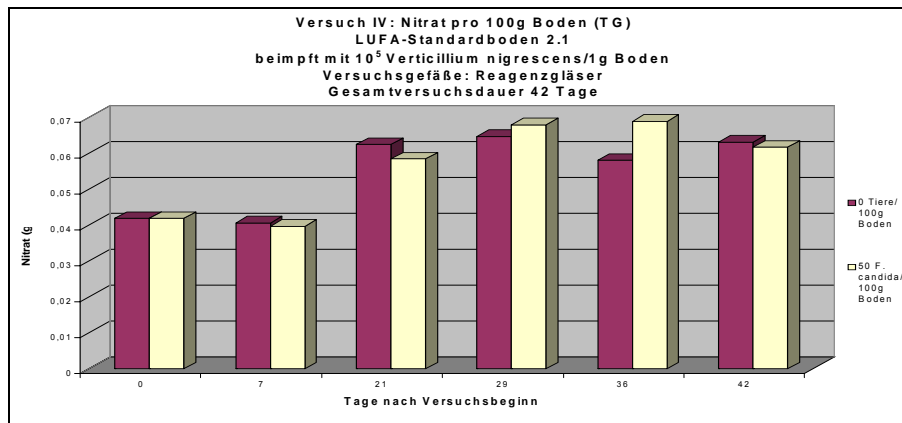
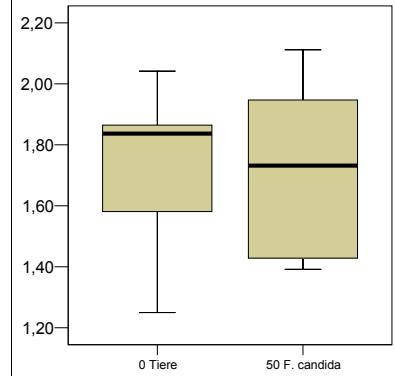


Abb. 192: Nitratgehalt Versuch IV

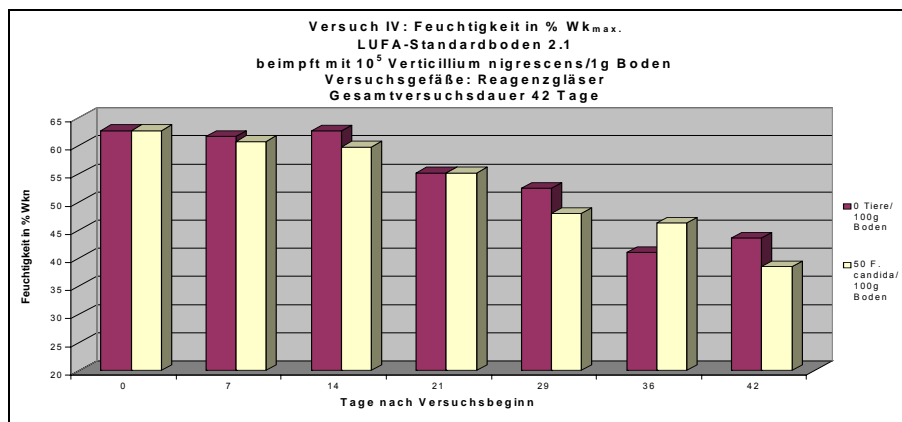
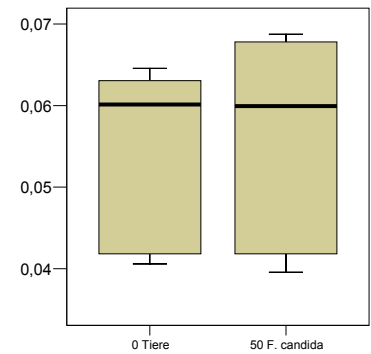


Abb. 193: Bodenfeuchtigkeit Versuch IV

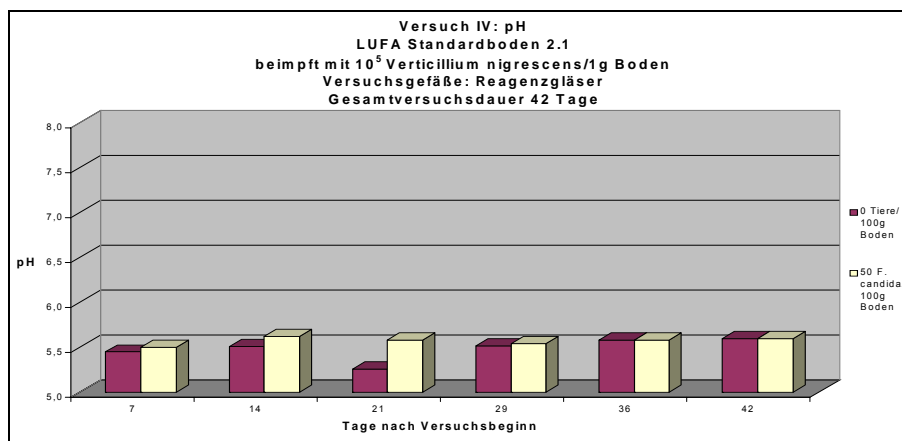
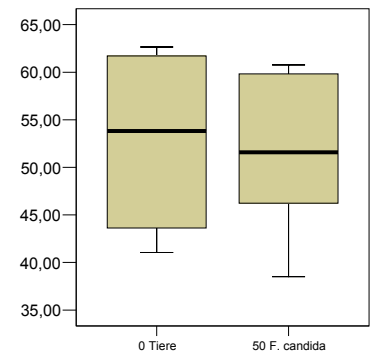
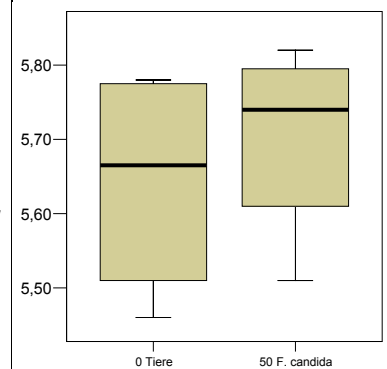


Abb. 194: pH-Wert Versuch IV



Versuch VI

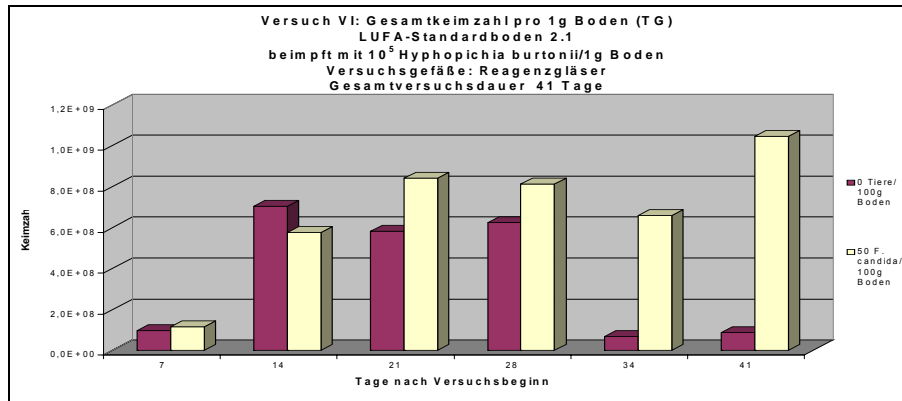


Abb. 195: Gesamtkeimzahl Versuch VI

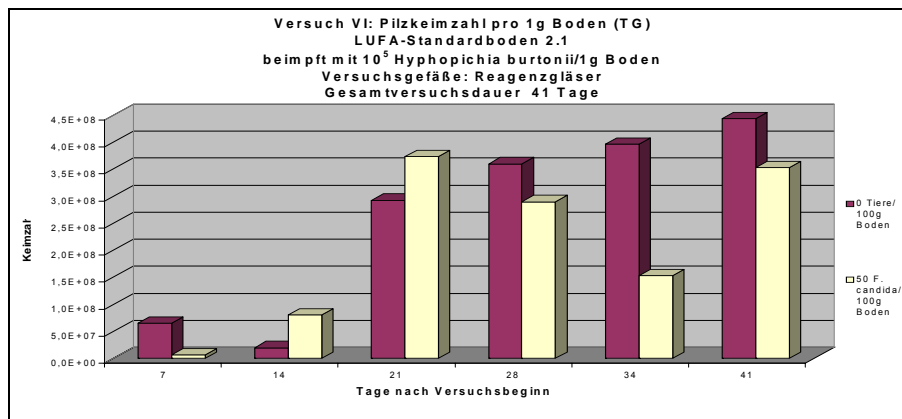
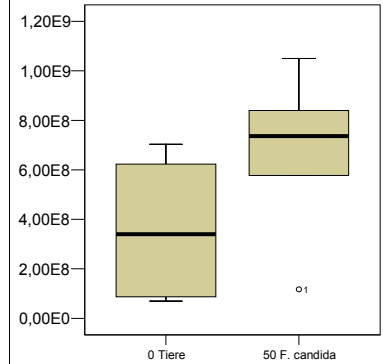


Abb. 196: Pilzkeimzahl Versuch VI

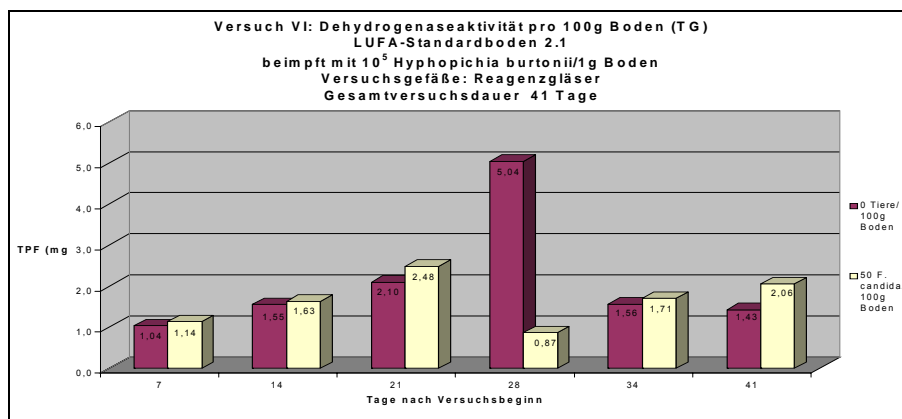
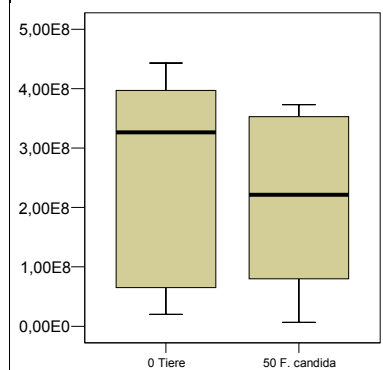


Abb. 197: Dehydrogenaseaktivität Versuch VI

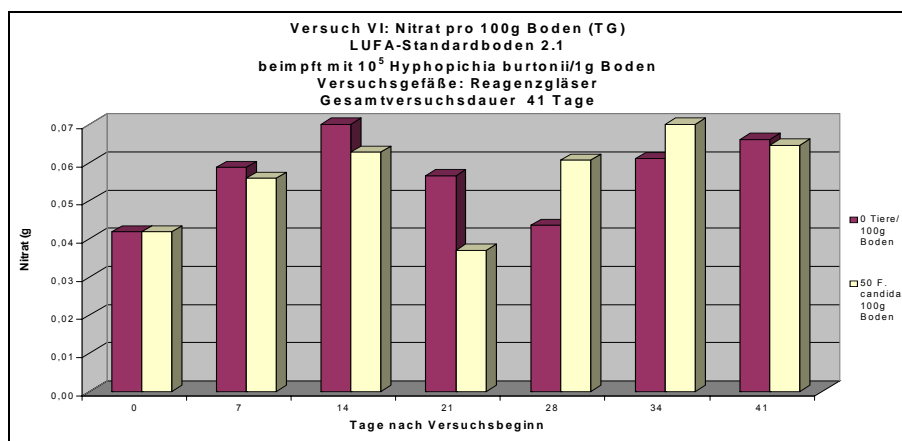
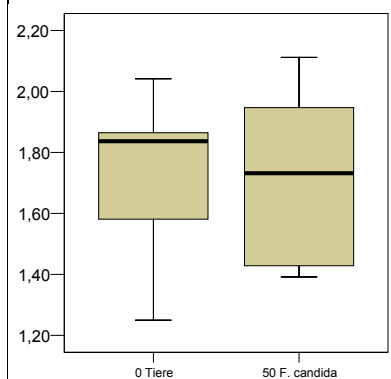
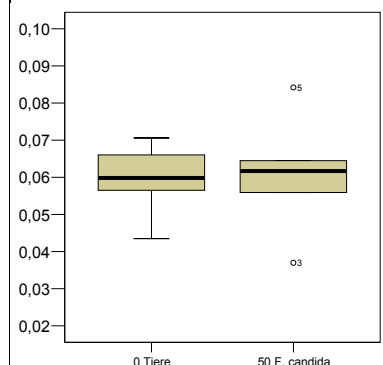


Abb. 198: Nitratgehalt Versuch VI



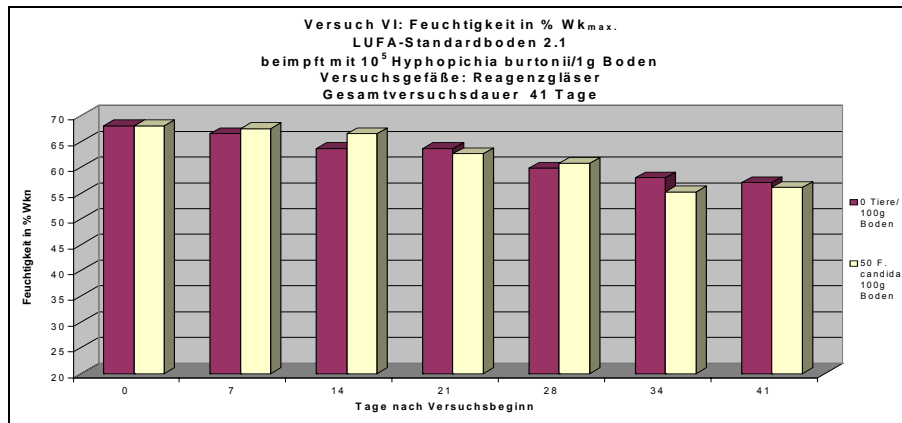


Abb. 199: Bodenfeuchtigkeit Versuch VI

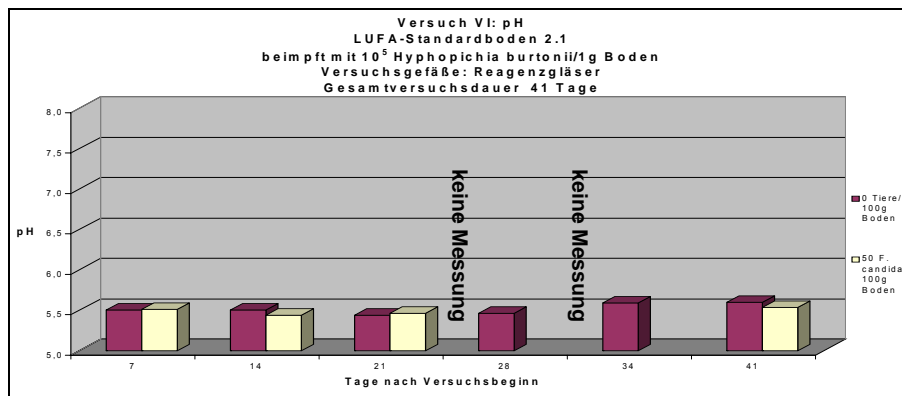
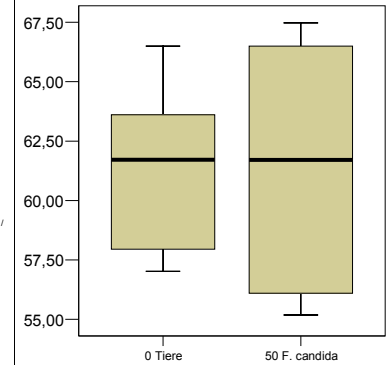
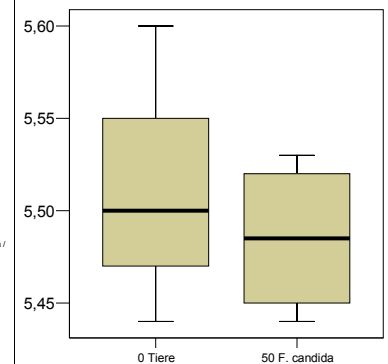


Abb. 200: pH-Wert Versuch VI



Versuch VII

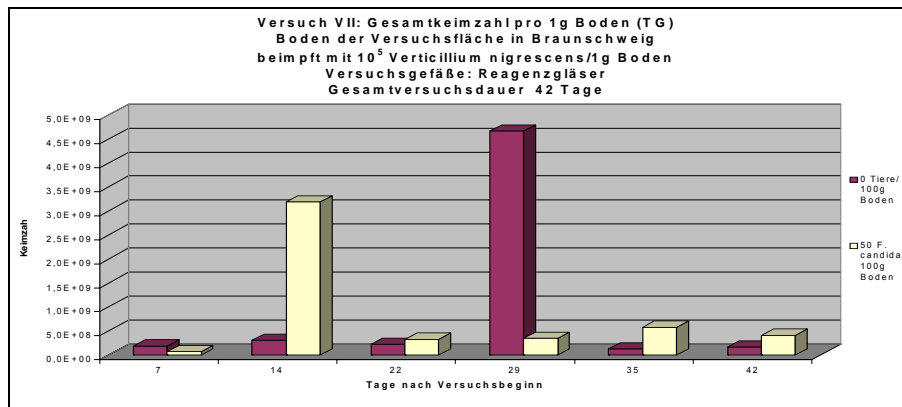


Abb. 201: Gesamtkeimzahl Versuch VII

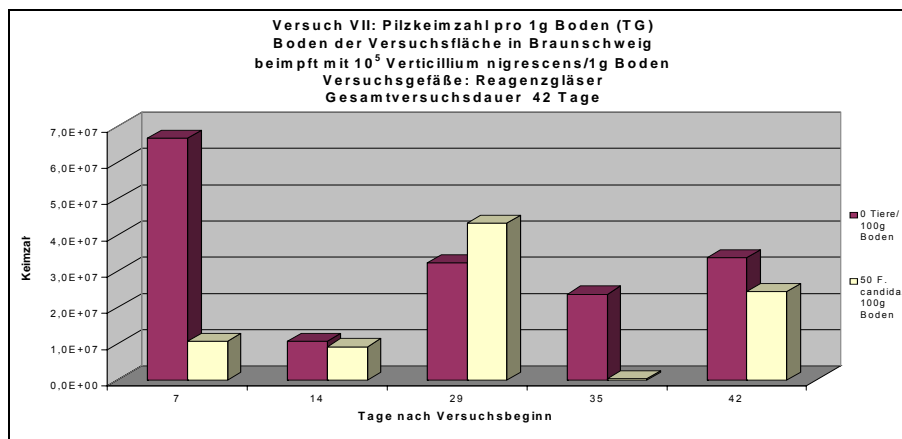
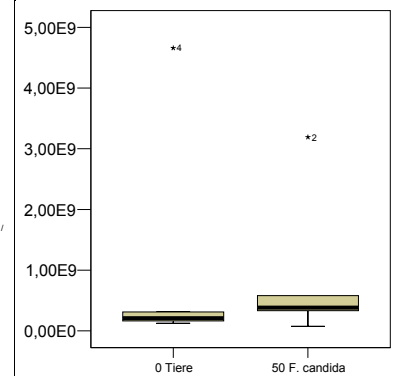
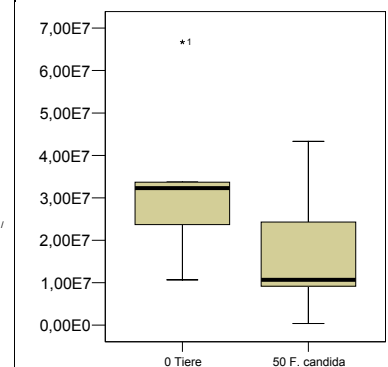


Abb. 202: Pilzkeimzahl Versuch VII



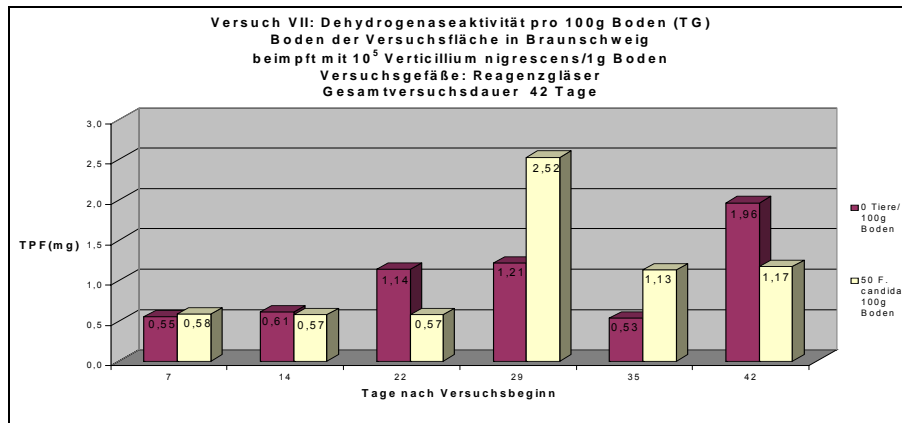


Abb. 203: Dehydrogenaseaktivität Versuch VII

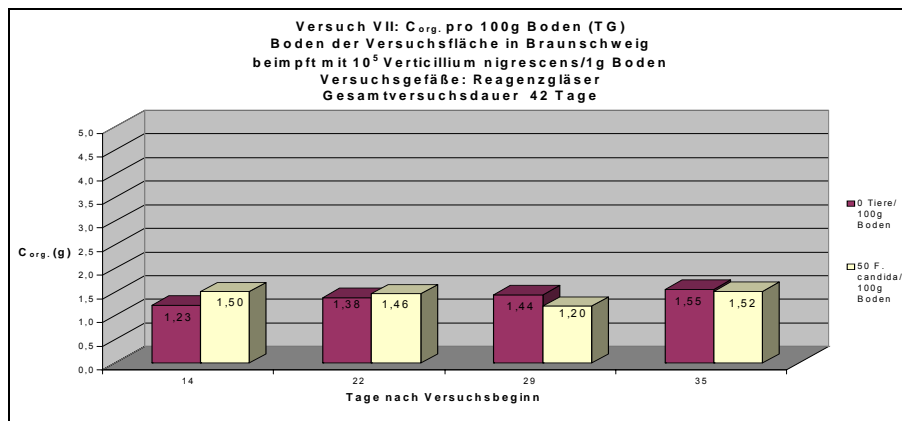
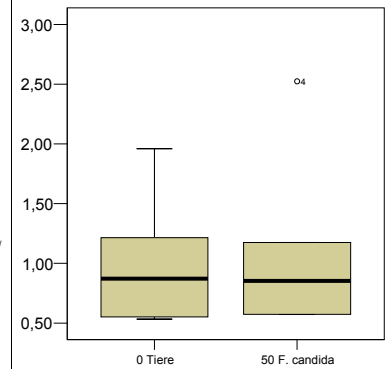


Abb. 204: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VII

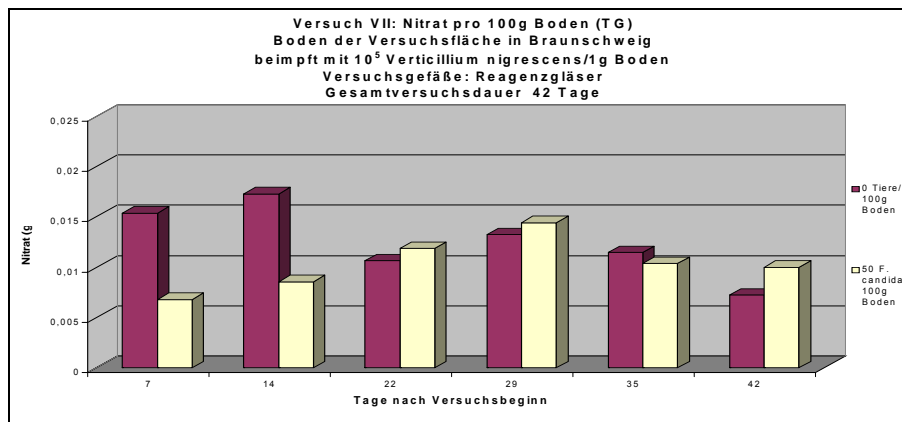
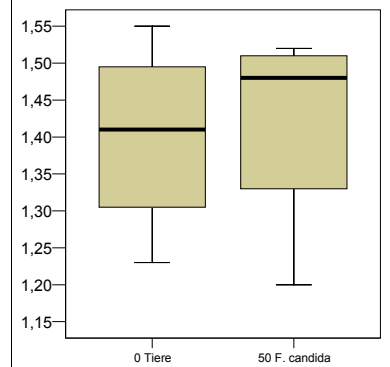


Abb. 205: Nitratgehalt Versuch VII

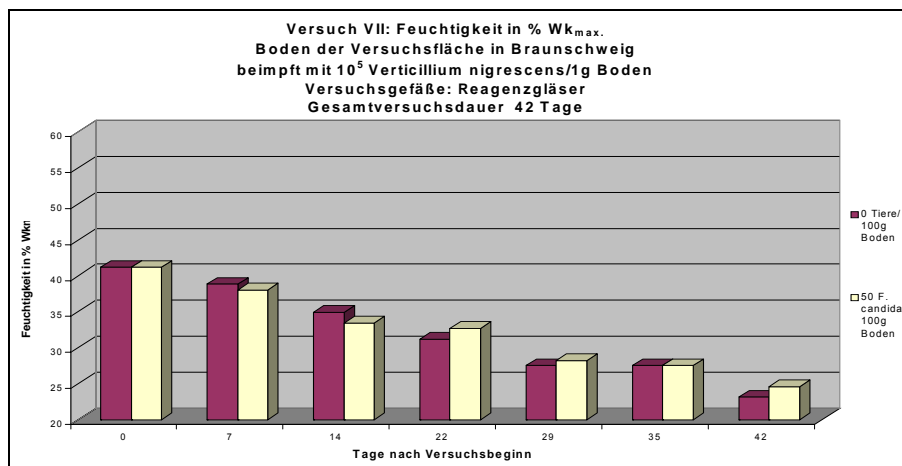
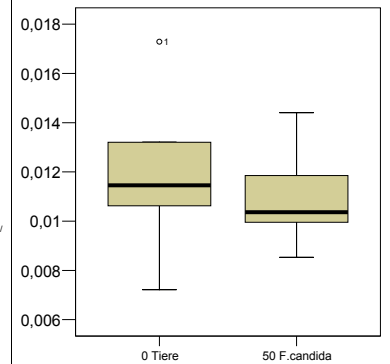
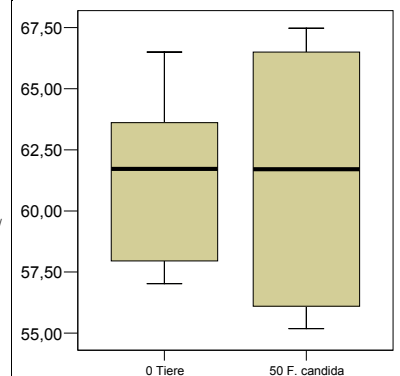


Abb. 206: Bodenfeuchtigkeit Versuch VII



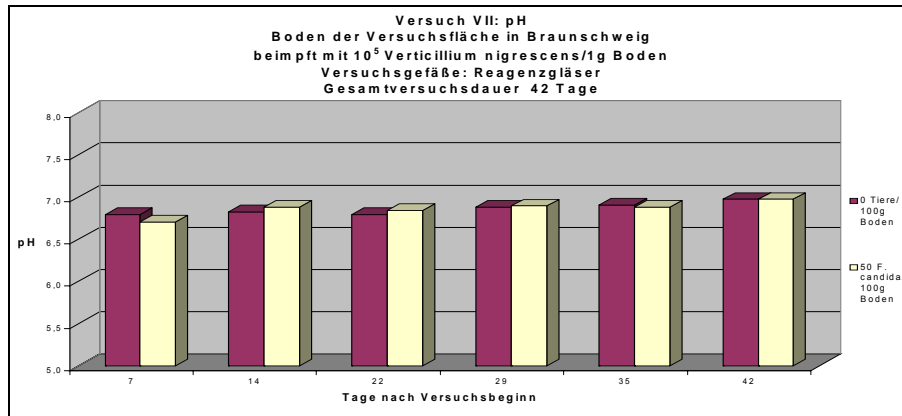
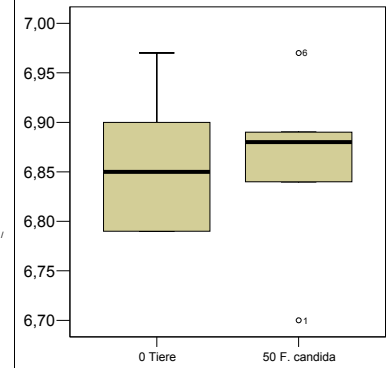


Abb. 207: pH-Wert Versuch VII



Versuch VIII

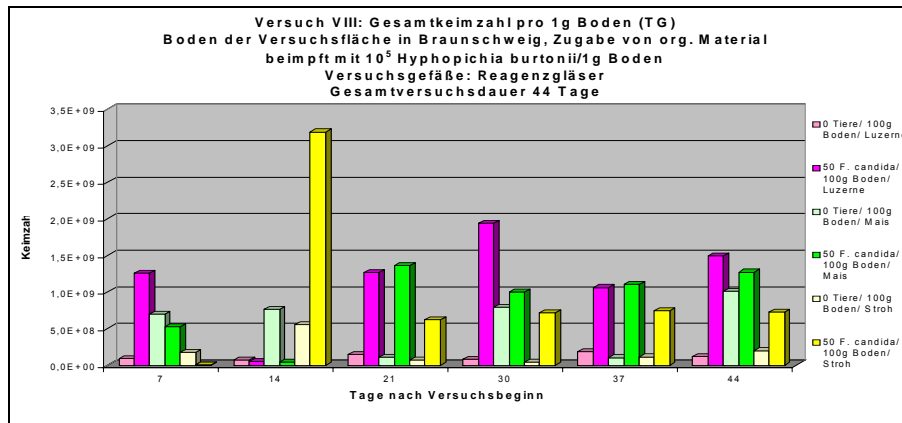


Abb. 208: Gesamtkeimzahl Versuch VIII

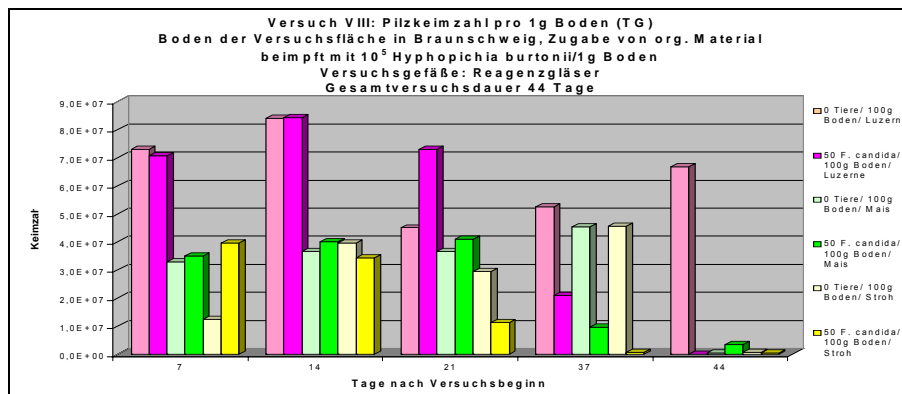
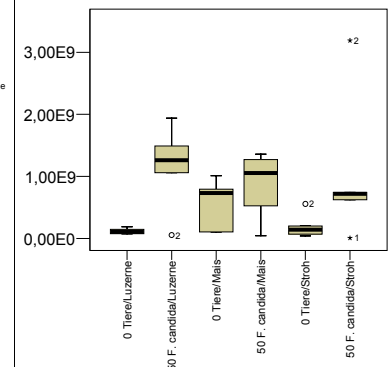


Abb. 209: Pilzkeimzahl Versuch VIII

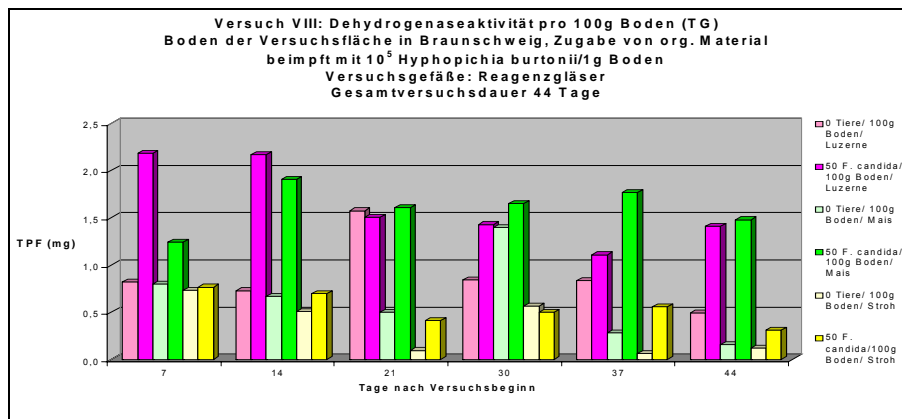
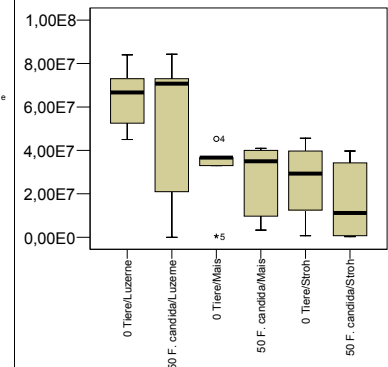
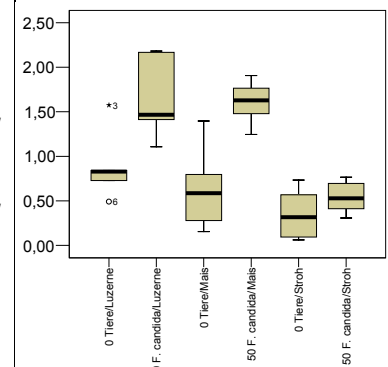


Abb. 210: Dehydrogenaseaktivität Versuch VIII



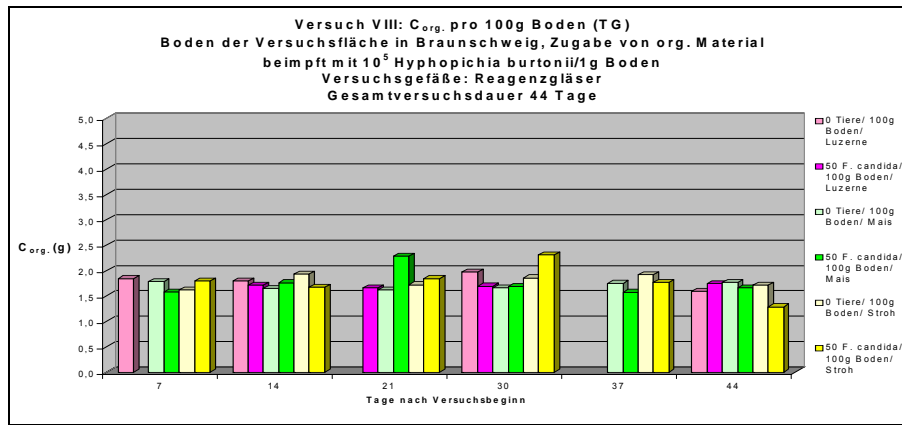


Abb. 211: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch VIII

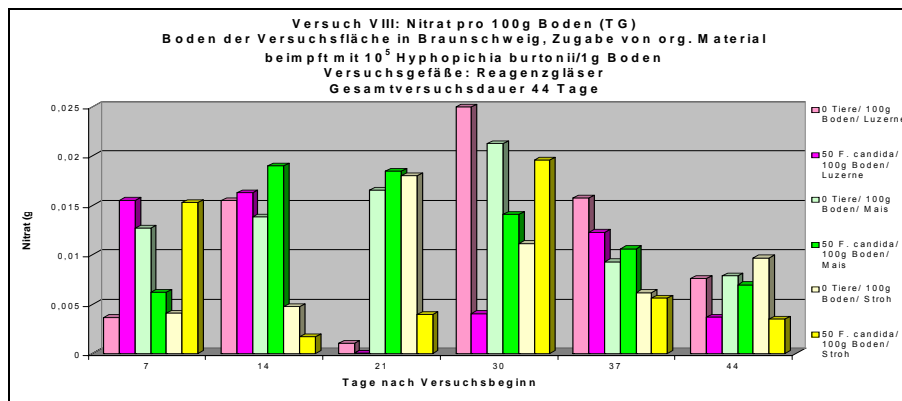
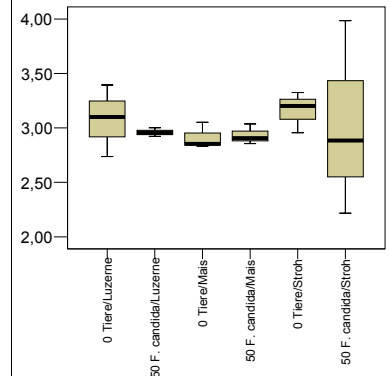


Abb. 212: Nitratgehalt Versuch VIII

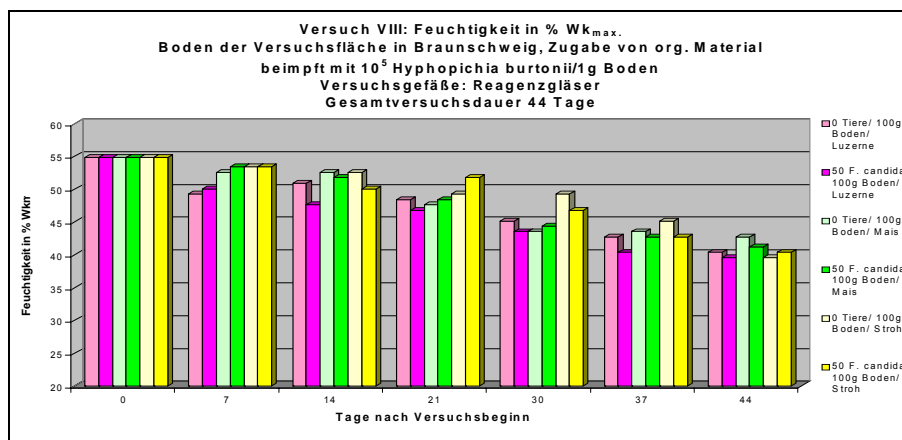
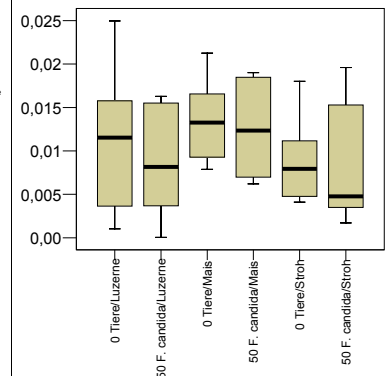


Abb. 213: Bodenfeuchtigkeit Versuch VIII

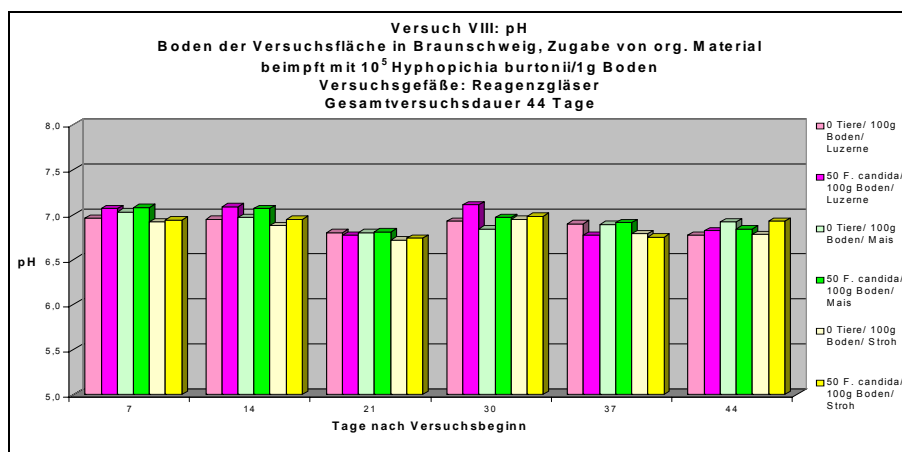
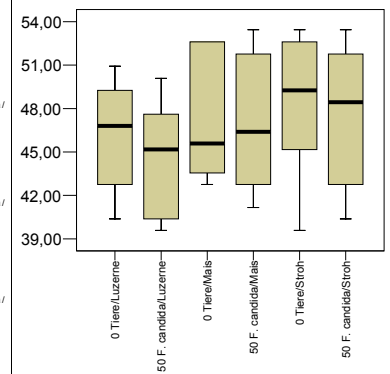
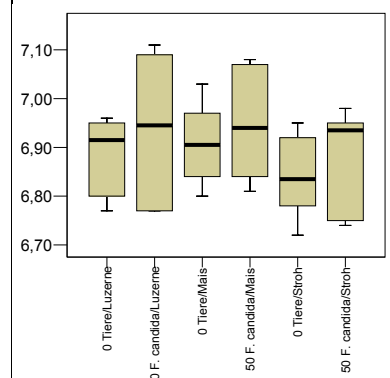


Abb. 214: pH-Wert Versuch VIII



Versuch X

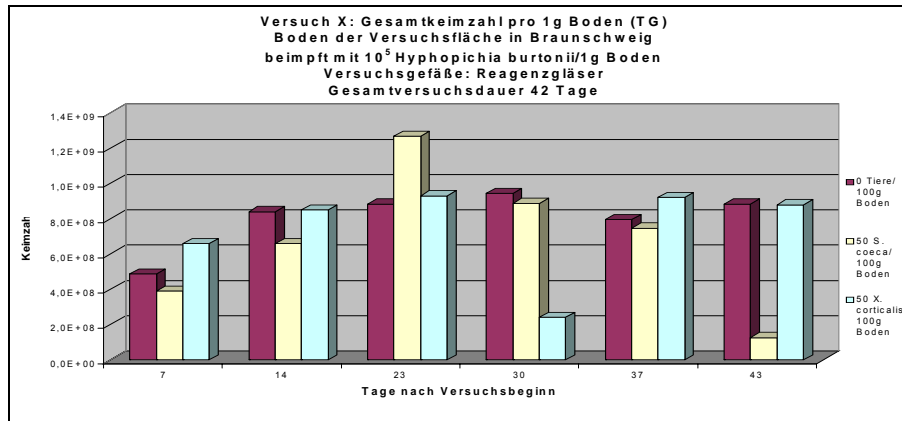


Abb. 215: Gesamtkeimzahl Versuch X

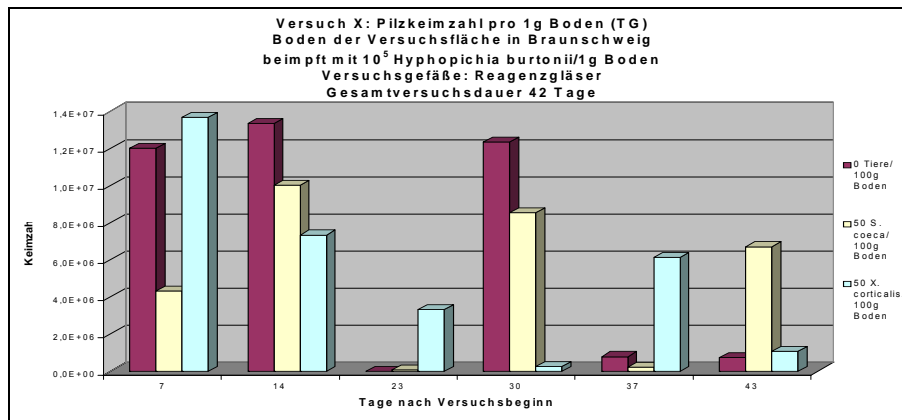
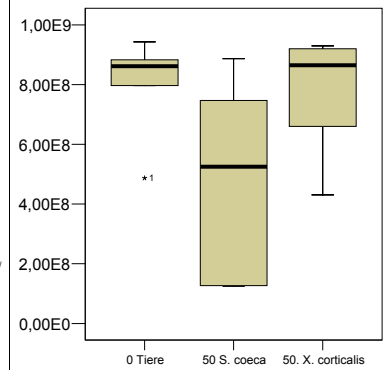


Abb. 216: Pilzkeimzahl Versuch X

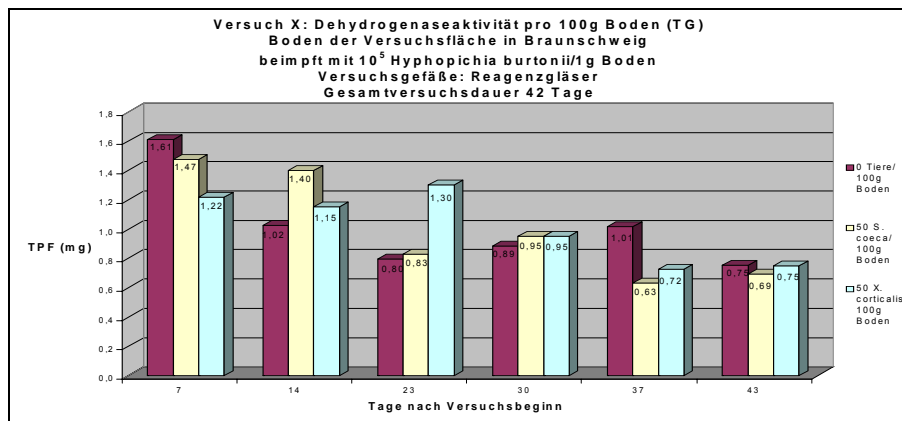
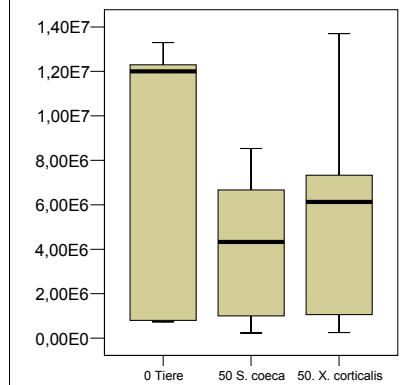


Abb. 217: Dehydrogenaseaktivität Versuch X

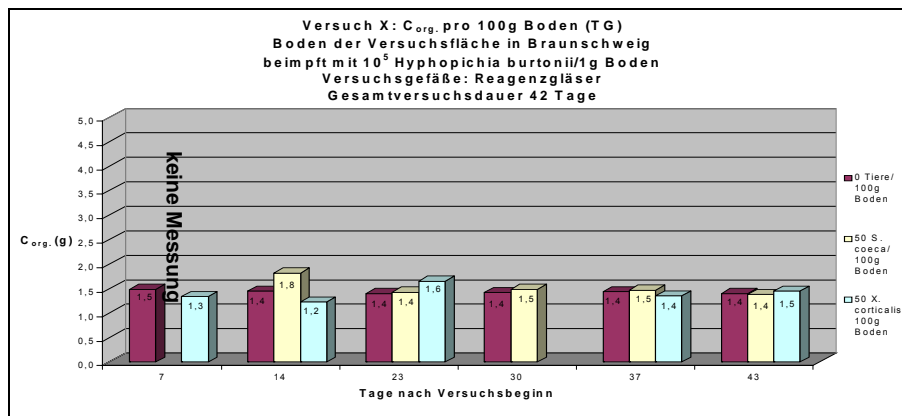
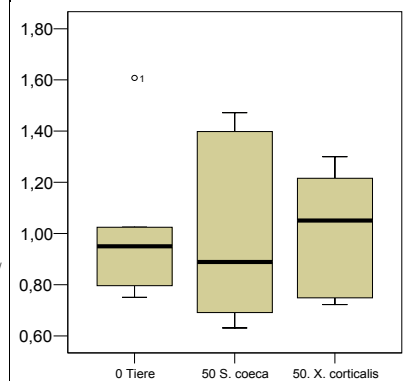
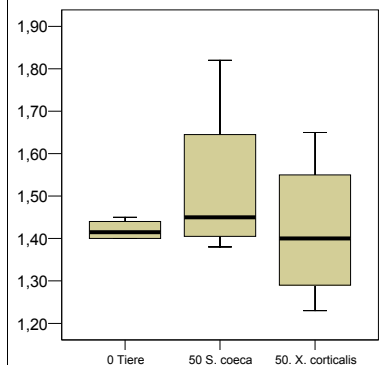


Abb. 218: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch X



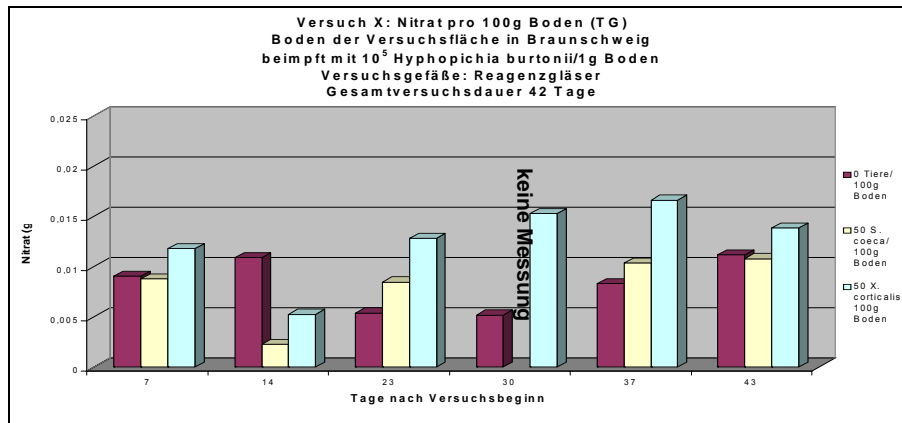


Abb. 219: Nitratgehalt Versuch X

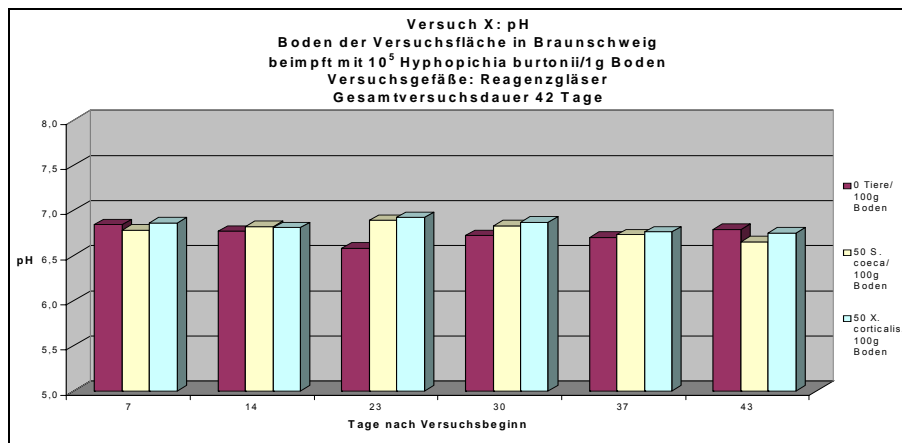
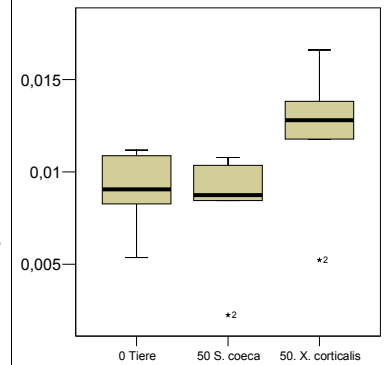


Abb. 220: pH-Wert Versuch X

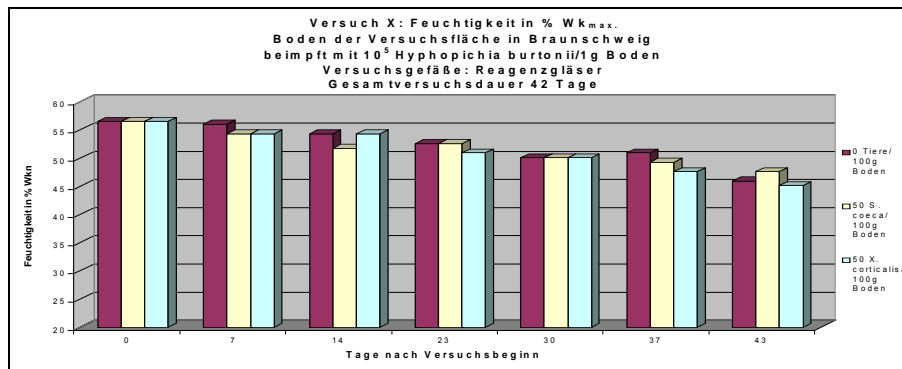
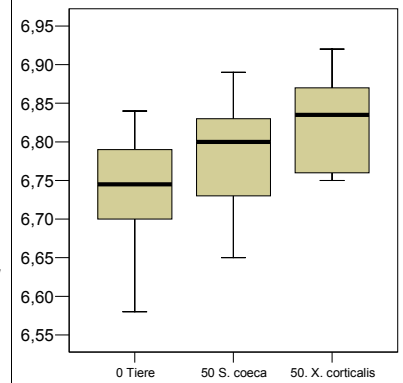
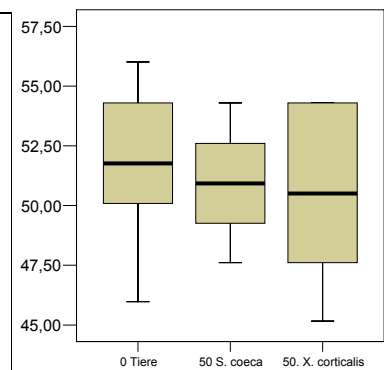


Abb. 221: Bodenfeuchtigkeit Versuch X



B. autoklavierte Ansätze

Versuch I

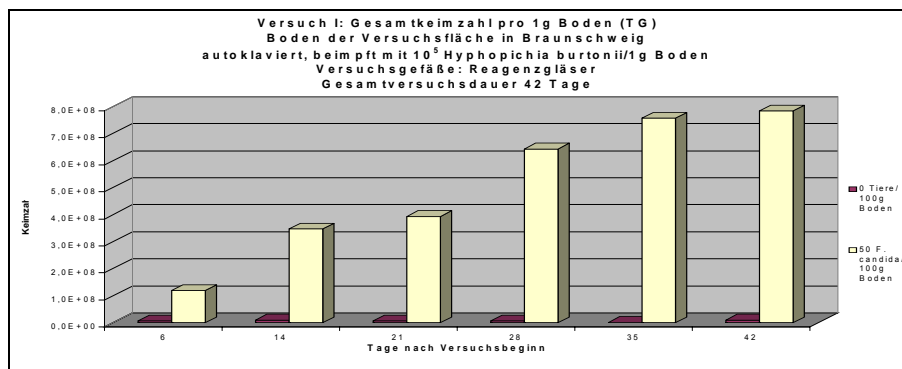
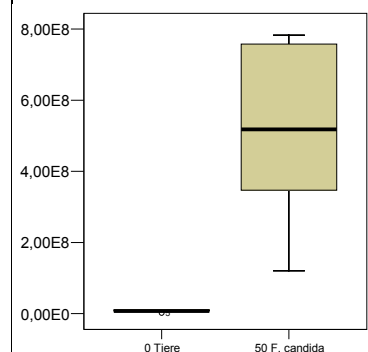


Abb. 222: Gesamtkeimzahl Versuch I



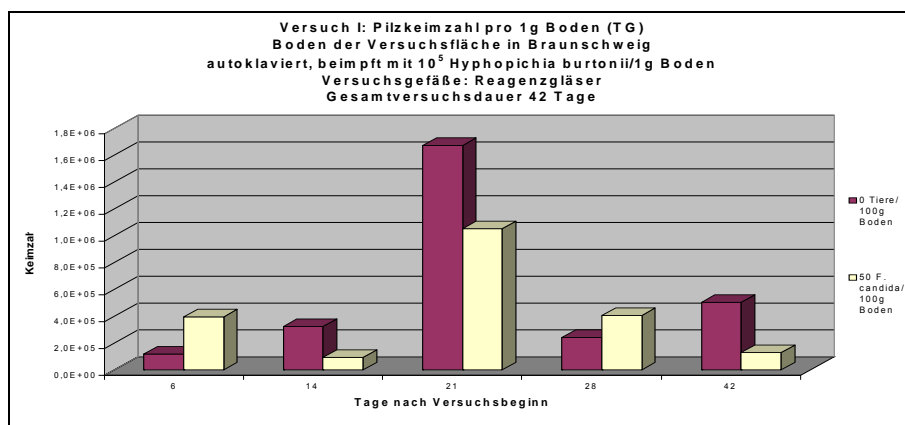


Abb. 223: Pilzkeimzahl Versuch I

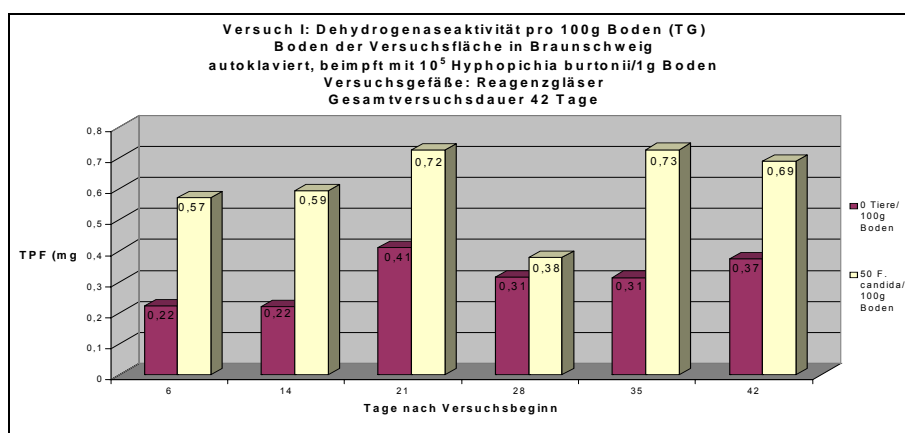
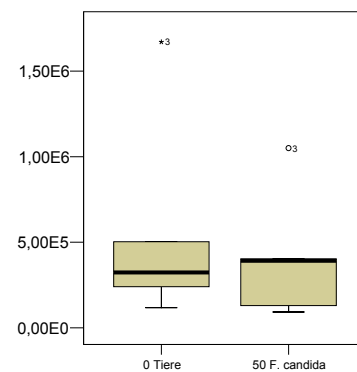


Abb. 224: Dehydrogenaseaktivität Versuch I

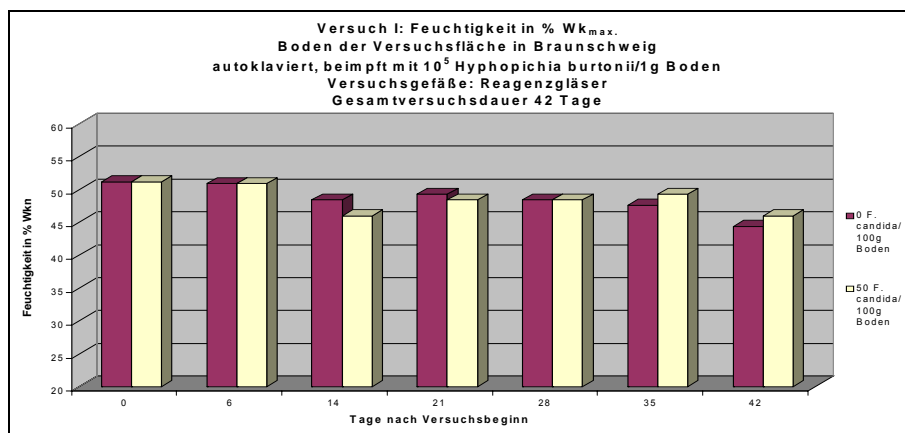
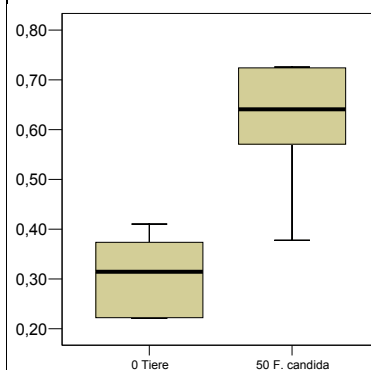


Abb. 225: Bodenfeuchtigkeit Versuch I

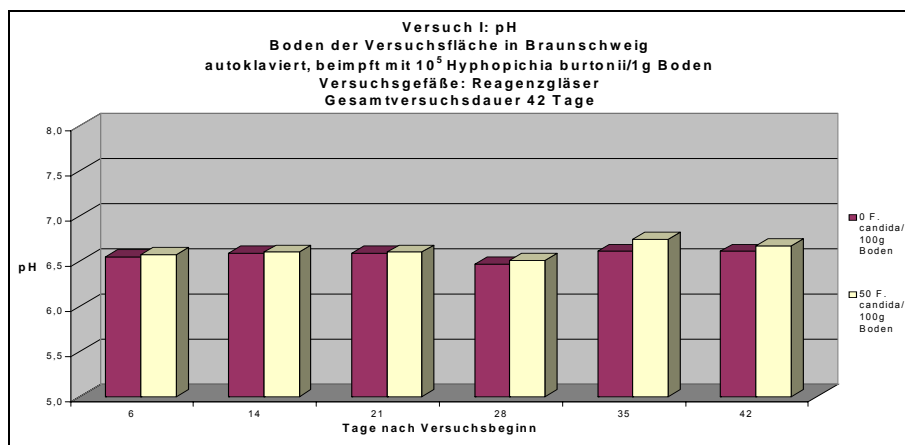
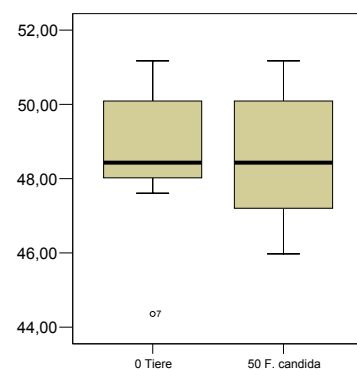
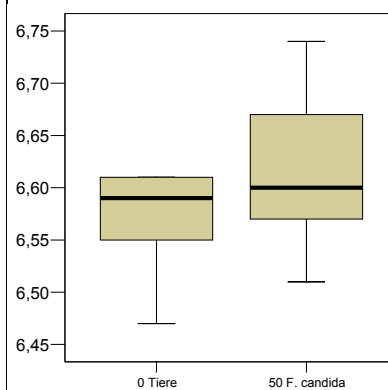


Abb. 226: pH-Wert Versuch I



Versuch II

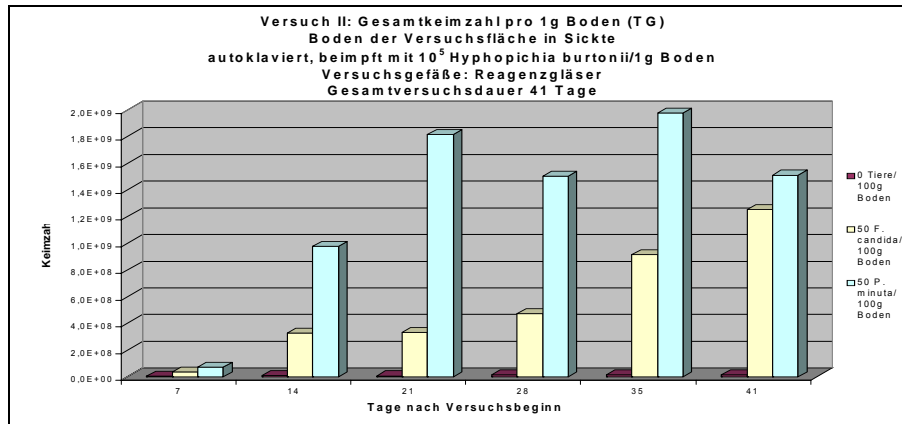


Abb. 227: Gesamtkeimzahl Versuch II

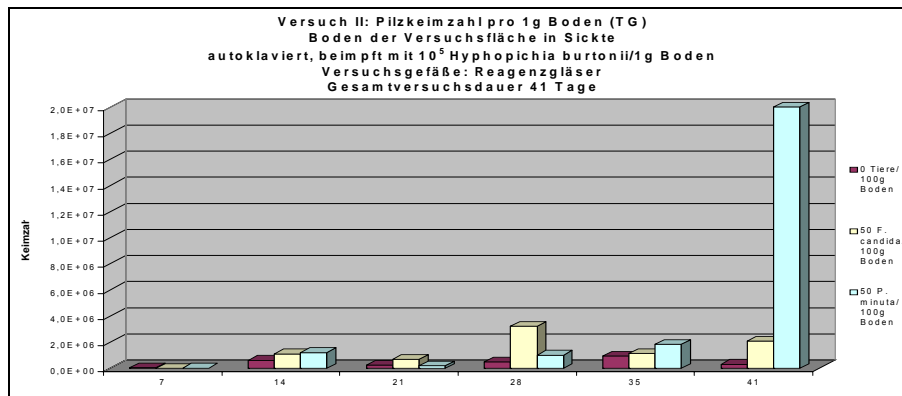
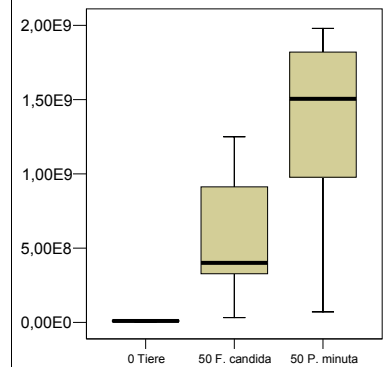


Abb. 228: Pilzkeimzahl Versuch II

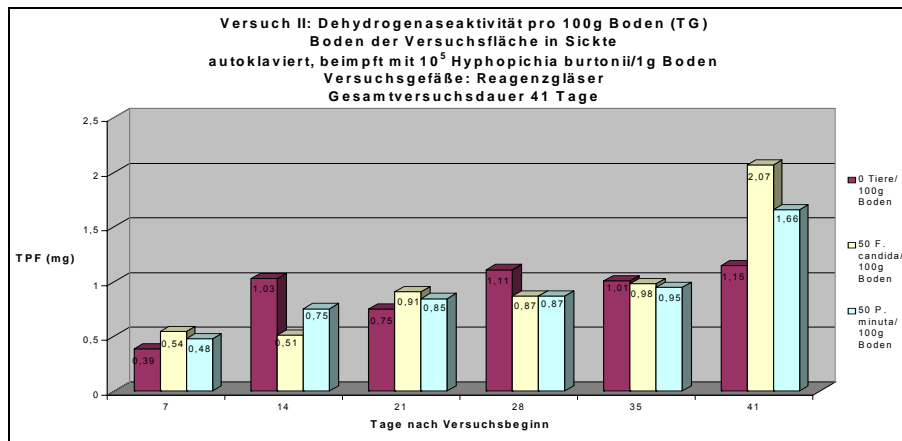
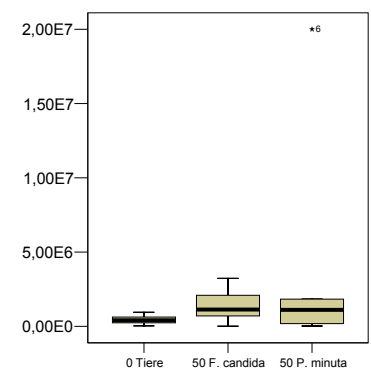


Abb. 229: Dehydrogenaseaktivität Versuch II

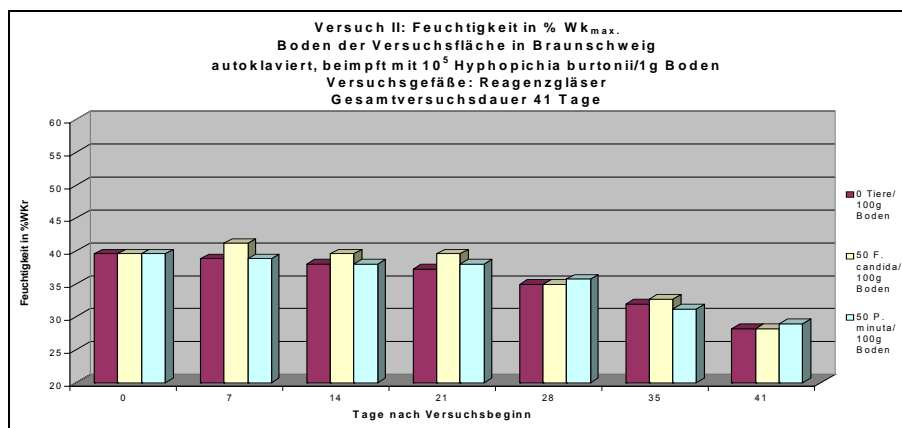
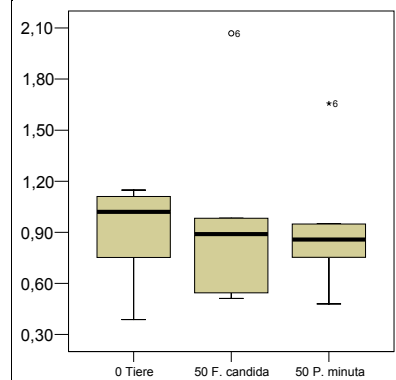
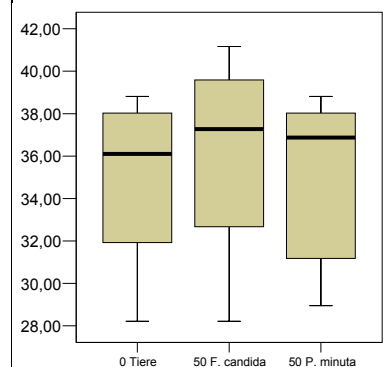
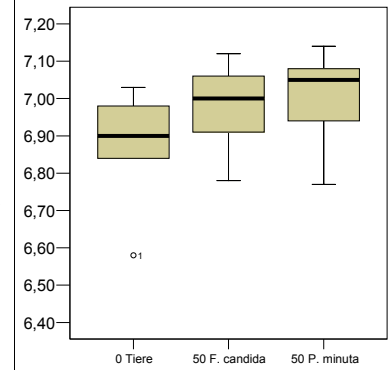
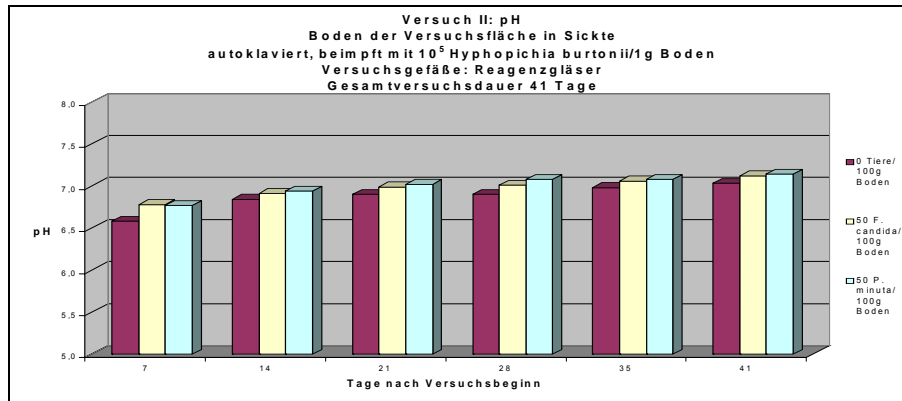
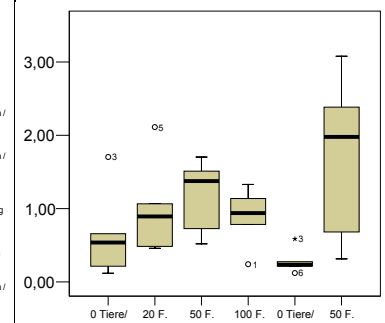
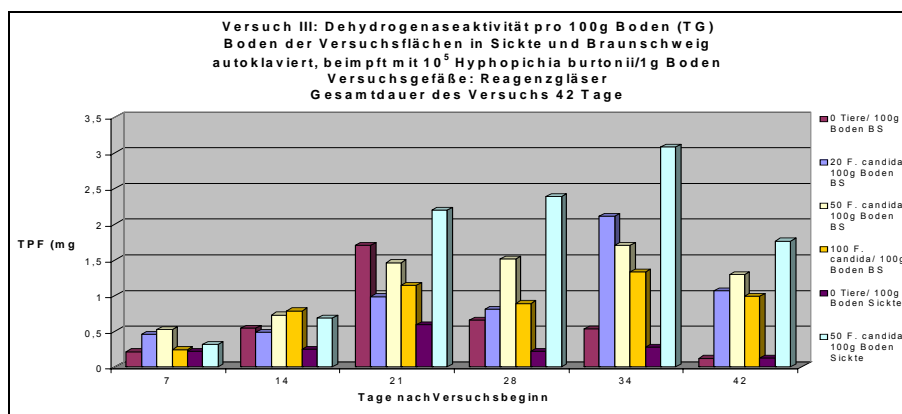
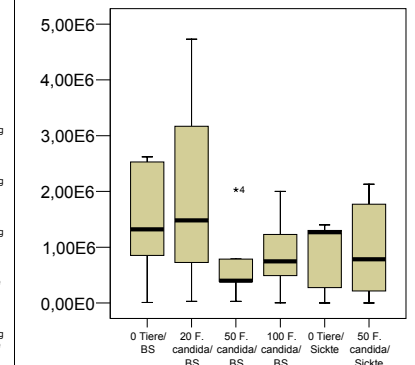
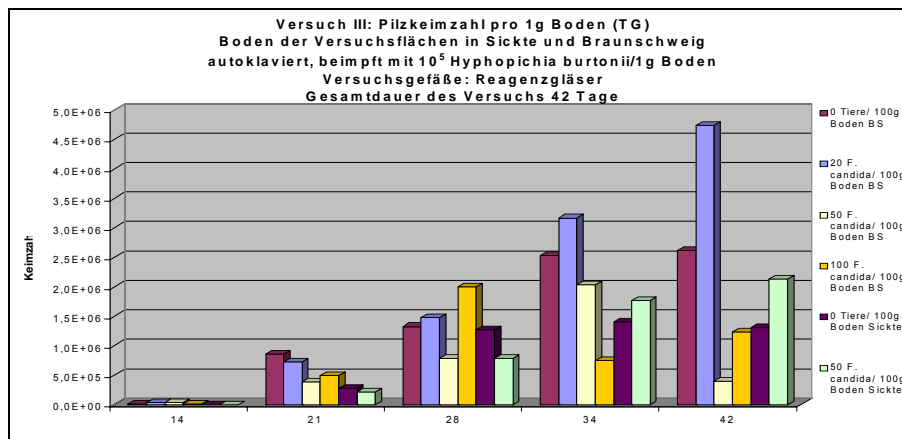
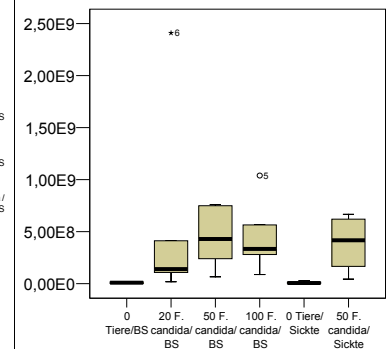
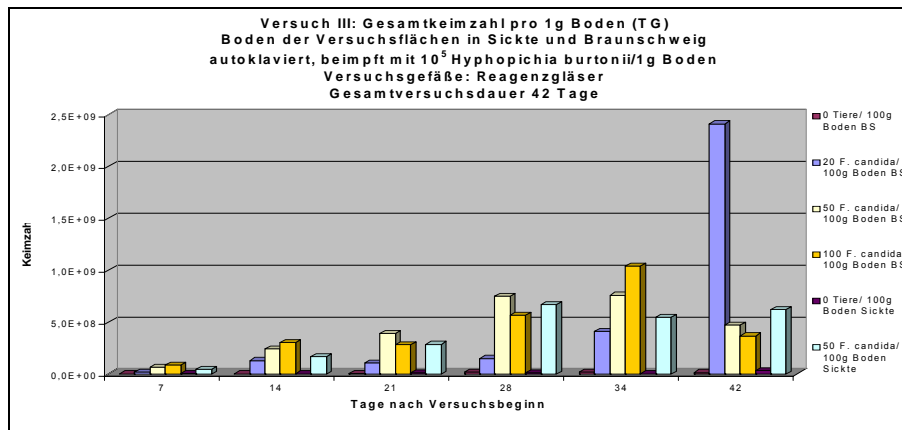


Abb. 230: Bodenfeuchtigkeit Versuch II





Versuch III



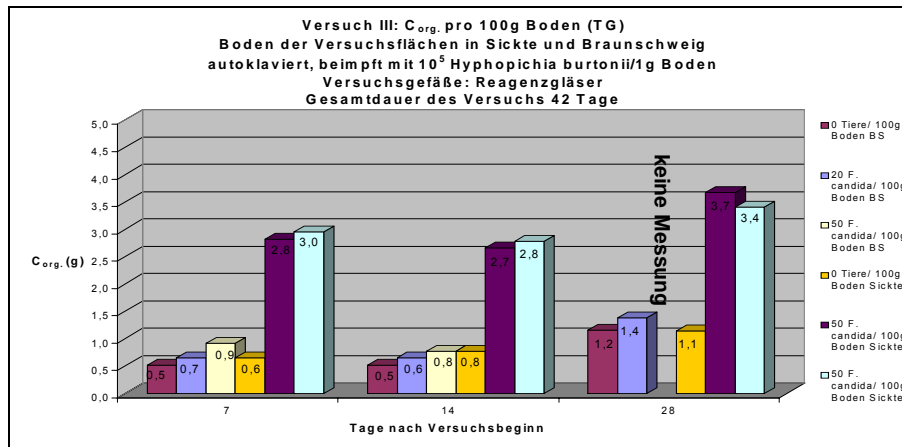


Abb. 235: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch III

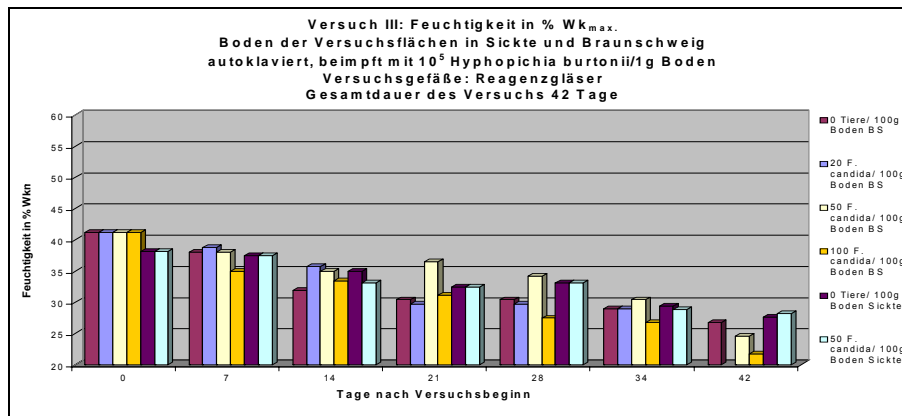
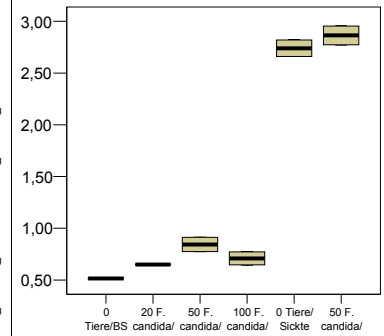


Abb. 236: Bodenfeuchtigkeit Versuch III

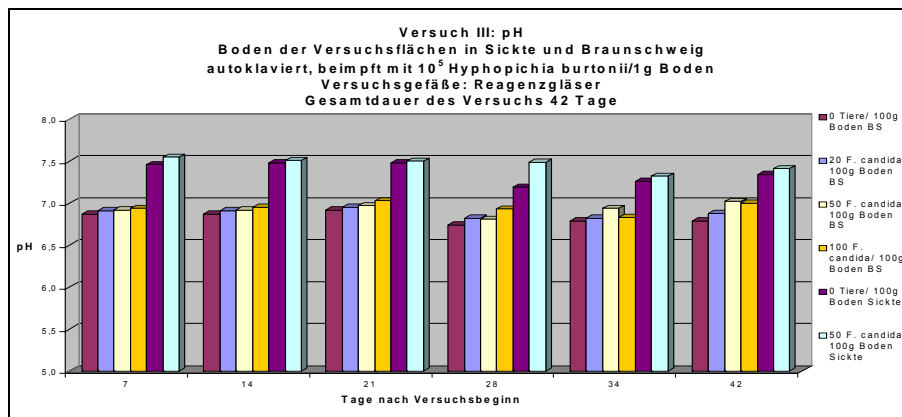
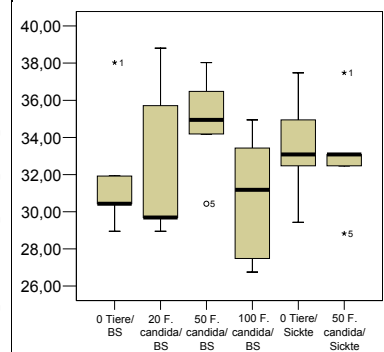
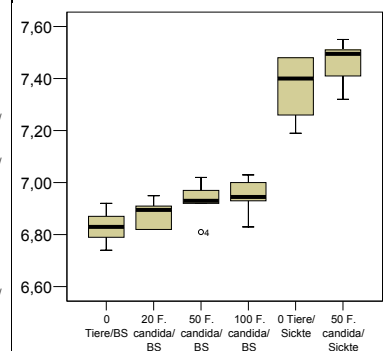


Abb. 237: pH-Wert Versuch III



Versuch V

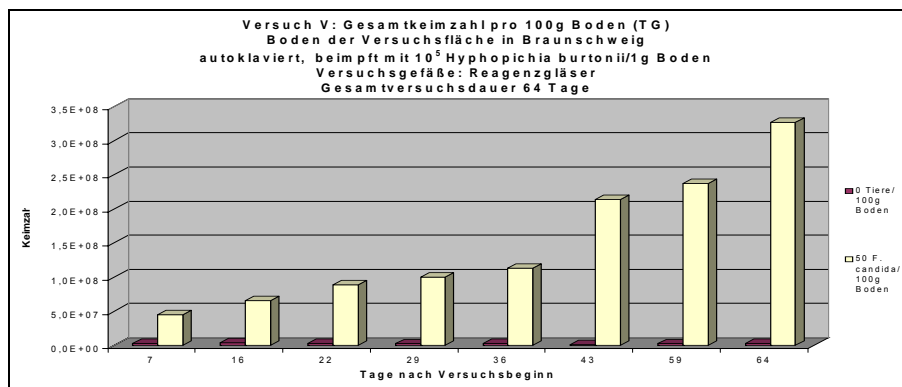
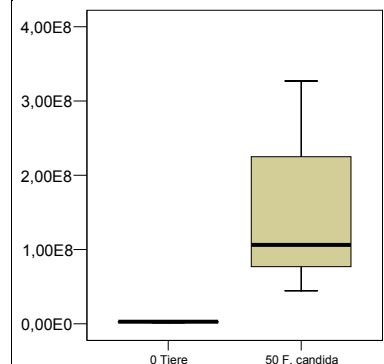


Abb. 238: Gesamtkeimzahl Versuch V



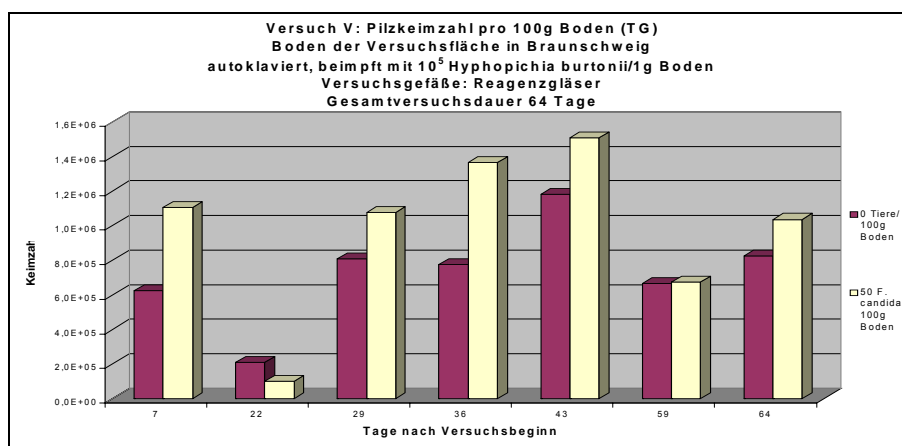


Abb. 239: Pilzkeimzahl Versuch V

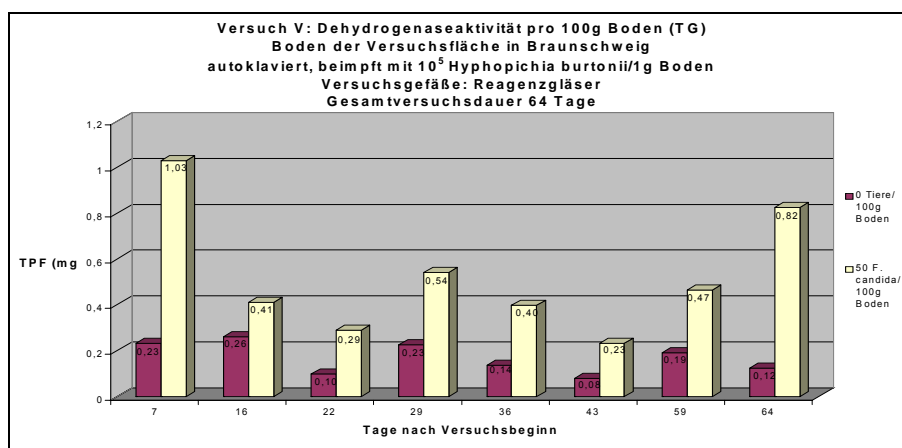
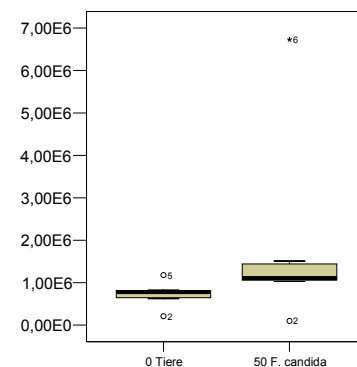


Abb. 240: Dehydrogenaseaktivität Versuch V

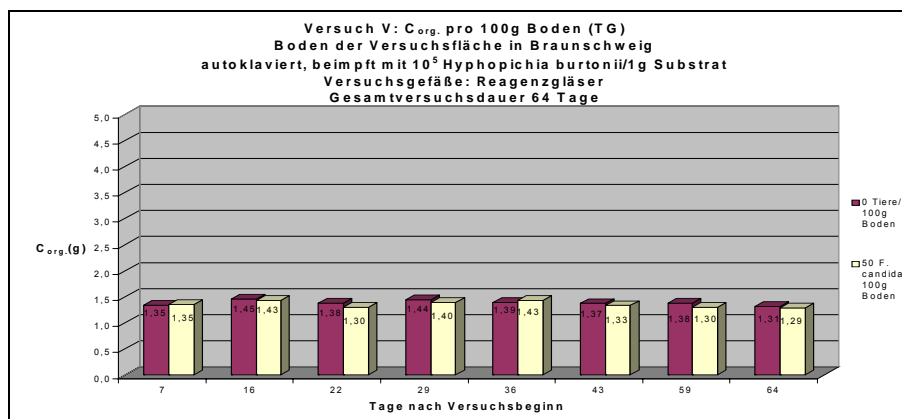
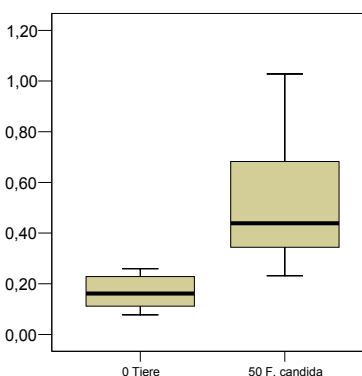


Abb. 241: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch V

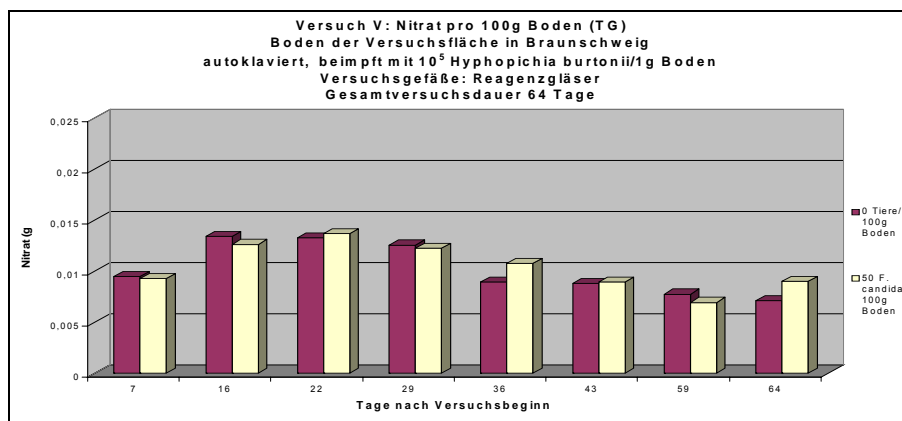
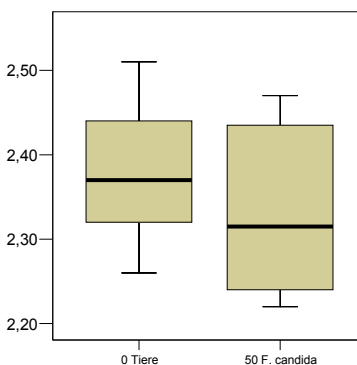
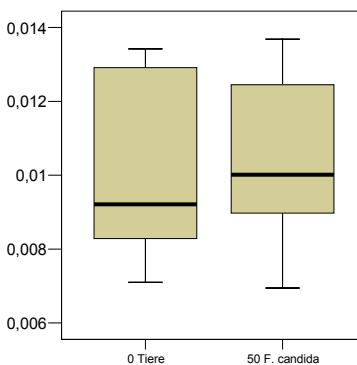


Abb. 242: Nitratgehalt Versuch V



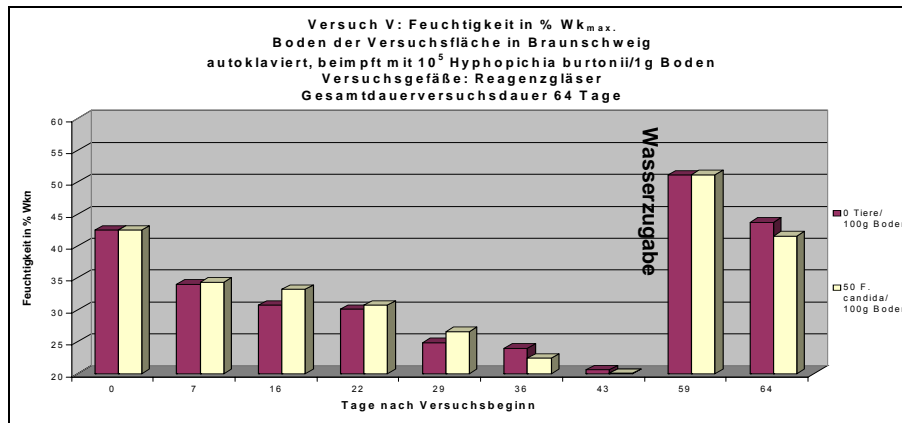


Abb. 243: Bodenfeuchtigkeit Versuch V

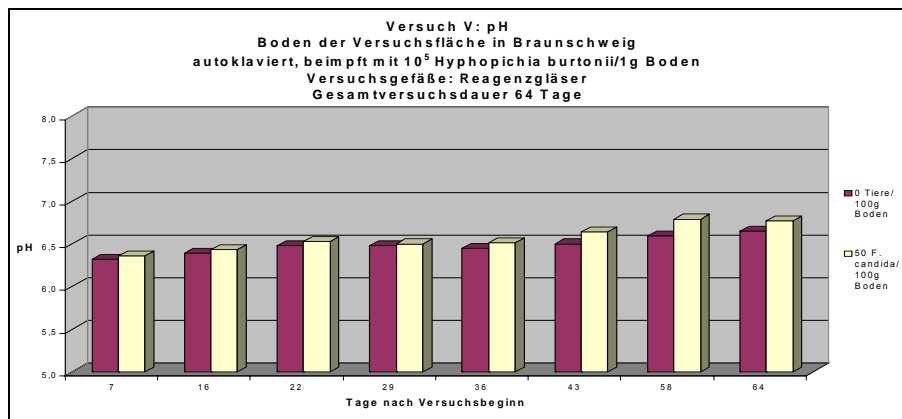
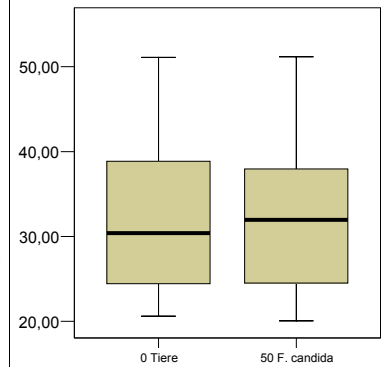
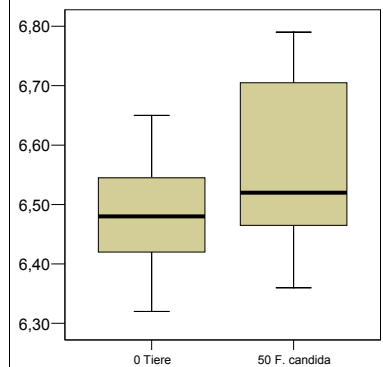


Abb. 244: pH-Wert Versuch V



Versuch IX

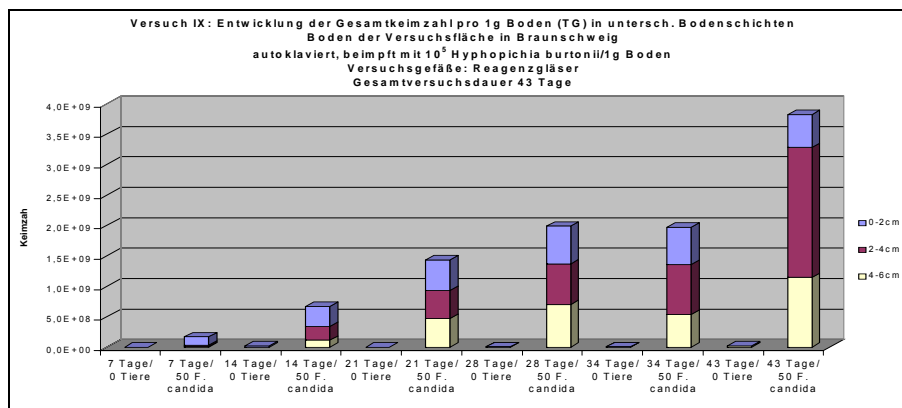


Abb. 245: Gesamtkeimzahl Versuch IX

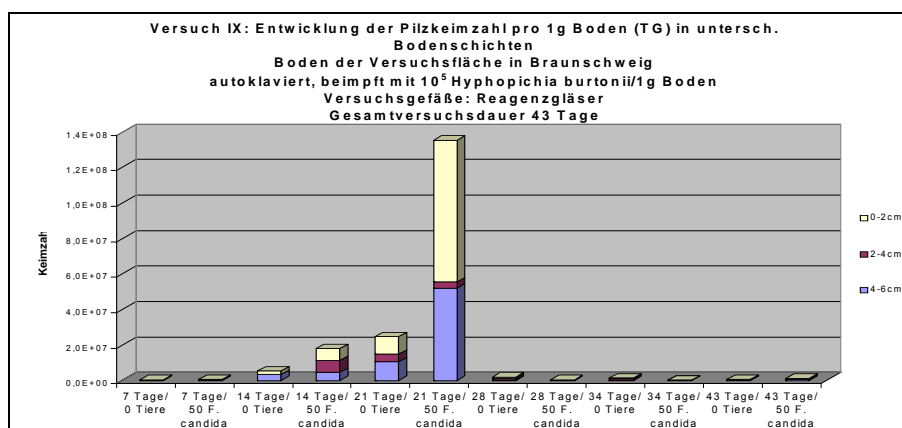
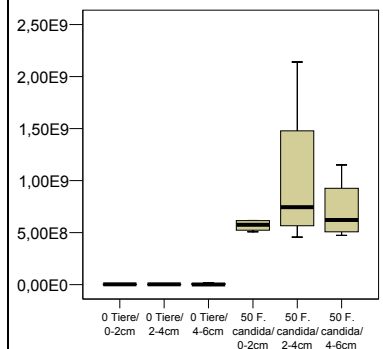
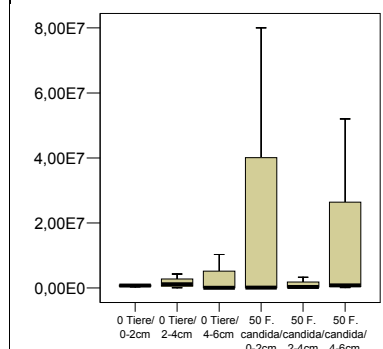


Abb. 246: Pilzkeimzahl Versuch IX



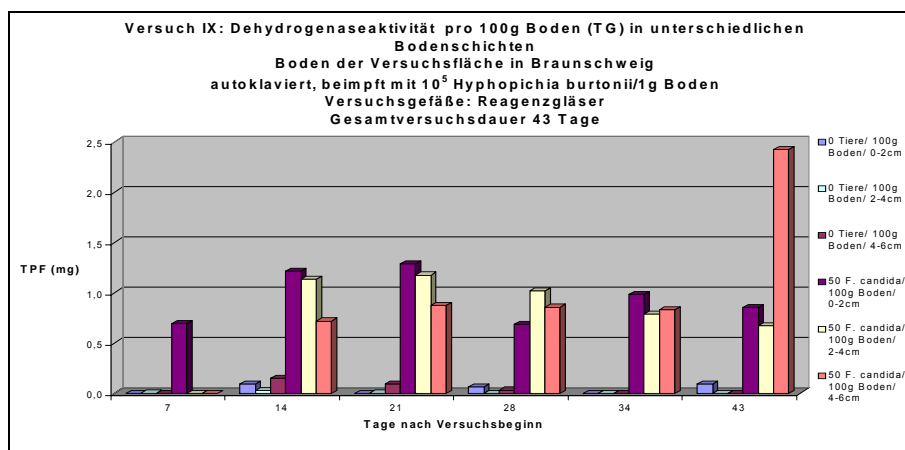


Abb. 247: Dehydrogenaseaktivität Versuch IX

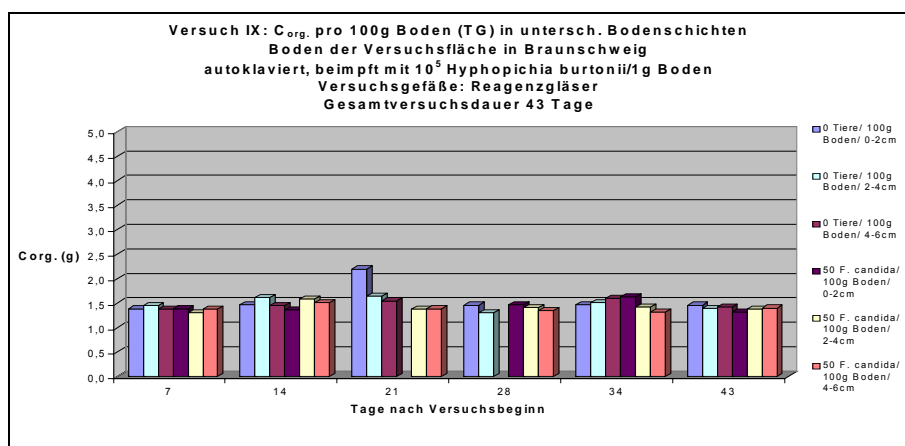
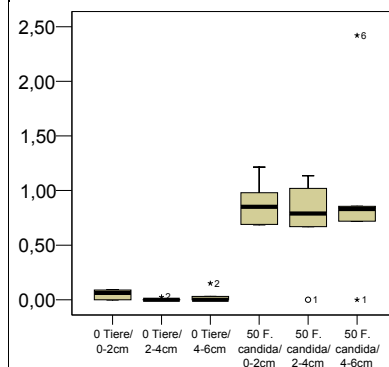


Abb. 248: Gehalt an organisch gebundenem Kohlenstoff Versuch IX

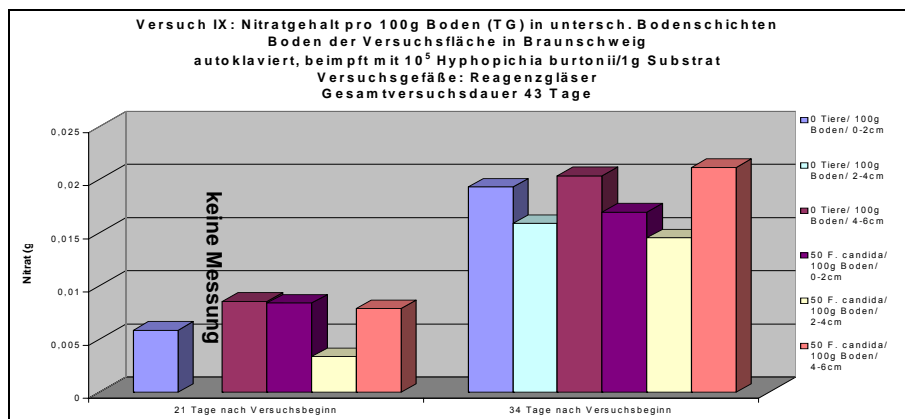
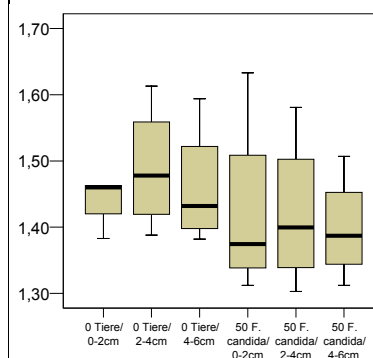


Abb. 249: Nitratgehalt Versuch IX

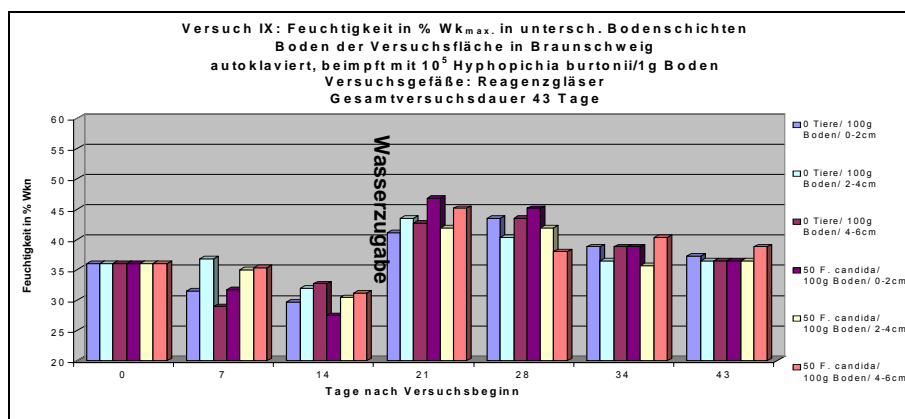
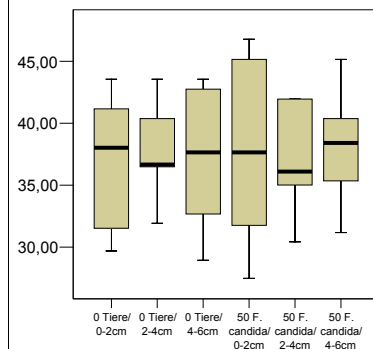


Abb. 250: Bodenfeuchtigkeit Versuch IX



Danke!

Mein ganz besonderer Dank gilt meinen Doktorvater, Herrn Prof. Dr. O. Larink, für die hilfreiche fachliche Betreuung und vor allem für die Unterstützung der Idee, diese Arbeit nach langjähriger "Familienpause" abzuschließen. Herzlichen Dank auch an Herrn PD Dr. habil. Stefan Schrader für die Übernahme des Korreferates.

Der früheren Fachgruppe für Zoologische Mittelprüfung der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft danke ich für die finanzielle Unterstützung dieser Arbeit. Ihr und dem Institut für Pflanzenschutz in Ackerbau und Grünland danke ich für die Bereitstellung von Räumen und Arbeitsgeräten. Auch dem Institut für Unkrautforschung herzlichen Dank für die Möglichkeit der Nutzung verschiedener Geräte.

Danke an Dr. E. Bode für die Anregung dieser Untersuchung, an Dr. Christine Kula, Dr. Udo Heimbach und Jürgen Scheps für die kritische Durchsicht des Manuskriptes, an Dr. Thomas Wilke für die Durchführung der Nitrat-Analytik, an Martina Best für die Einführung in mikrobiologische Arbeitsmethoden und an Arno Littmann und Renate Verschwele für die Beantwortung vieler Fragen.

Dank natürlich auch an alle ehemaligen Kollegen und Freunde an der BBA und am Zoologischen Institut, die dazu beigetragen haben, dass an diese Phase meines Lebens viele schöne persönliche Erinnerungen geknüpft sind.

Ganz herzlichen Dank meinen Eltern, die diese Arbeit durch monatelange liebevolle Kinderbetreuung ermöglicht haben.

Vielen Dank meinen "drei Männern", die in den letzten Monaten oft mehr als den üblichen Anteil an Hausarbeit übernehmen mussten und allen Freunden und jetzigen Kollegen, die sich geduldig über Lebensformen informieren ließen, von denen sie vorher nicht wussten, dass es sie gibt.
